



Botanisch-mikroskopisches

# Praktikum für Anfänger

von

**Dr. Martin Möbius**
Professor

Mit 12 Abbildungen



**Berlin**
Verlag von Gebrüder Borntraeger
SW 11 Dessauerstrasse 29
1903













Druck der Buchdruckerei des Waisenhauses in Halle a. S.

# Vorwort.

Vielleicht erscheint es überflüssig, ein neues botanisch-mikroskopisches Praktikum zu veröffentlichen, da wir das bekannte Buch von Strasburger in grosser und kleiner Ausgabe*) und Arthur Meyer's „erstes mikroskopisches Praktikum" (Jena 1898) bereits besitzen. Allein wie von Lehrbüchern der allgemeinen Botanik eine grössere Anzahl zur Verfügung steht, so dürfte wohl auch neben den schon vorhandenen Anleitungen zum Mikroskopiren noch eine neue geboten werden, wenn sie den Gegenstand in eigenartiger Weise behandelt.

Erst nach langjähriger Erfahrung im Unterrichten bin ich zur Herausgabe dieses Leitfadens geschritten. Seine Grundlage bildet der Cursus für Anfänger, den ich 1881 als Student bei Herrn Professor Pfitzer kennen lernte und den ich dann jahrelang als Assistent mit ihm zu leiten hatte. Herr Professor Pfitzer hat daher einen grossen Antheil an diesem Buche und ihm spreche ich auch an dieser Stelle meinen Dank aus sowohl für das, was ich bei ihm gelernt habe, als auch für sein Zugeständniss, es in dieser Weise zu verwerthen. Es stammt also die Grundlage des Vorliegenden aus einer Zeit, lange

*) E. Strasburger, Das botanische Praktikum. 3. Auflage. Jena 1897. Id. Das kleine botanische Praktikum für Anfänger. 4. Auflage. Jena 1902.

bevor Strasburger's Praktikum erschien. Seit 1895 habe ich dann hier in Frankfurt selbständig solche botanisch-mikroskopische Uebungscurse, an denen sich hauptsächlich Lehrer der Naturwissenschaft betheiligen, abgehalten mit einigen Modificationen des in Heidelberg eingehaltenen Uebungscursus. Der hiesige Cursus umfasst 18 Uebungen zu je 3 Stunden, und in dieser, aber auch schon in kürzerer Zeit wird das hier angegebene Pensum der 65 Präparate erledigt.

Das Ziel der abgehaltenen Uebungen ist natürlich einerseits das Erlernen der Herstellung mikroskopischer Präparate auf möglichst einfachem Wege, andererseits das Kennenlernen der wichtigsten Gegenstände aus der Anatomie, Entwicklungsgeschichte und Fortpflanzungslehre aus eigener Anschauung. Jeder Praktikant bekommt das pflanzliche Object in die Hand und muss sich das Präparat selbst herstellen; nur in einzelnen Fällen, z. B. bei der Herstellung eines gefärbten Bacterienpräparats (IV, 58) begnüge ich mich, es den Praktikanten zu zeigen. Im Vertrauen darauf, dass die von mir befolgte Methode zu den genannten Zielen führt, halte ich es nun für zweckmässig, dass die Anleitungen, wie sie mündlich gegeben werden, dem Praktikanten auch gedruckt vorliegen, damit er während des Cursus nachlesen oder eine versäumte Uebung für sich nachholen kann oder auch den ganzen Cursus oder einzelne Präparate später privatim nochmals durchzugehen im Stande ist. Ein Lehrbuch aber soll diese gedruckte Anleitung nicht ersetzen, wie ja auch die mündliche während des Cursus die Vorlesung nicht entbehrlich macht: wer Interesse daran hat, etwas zu lernen, muss vorher den Gegenstand in einem Lehrbuch studiren; in diesem findet er auch die meisten der den Präparaten entsprechenden Ab-

bildungen. Solche habe ich also hier weggelassen, weil die meisten Objecte schon oft genug abgebildet sind, dann aber besonders deshalb, weil sonst der Praktikant leicht verführt wird, die Abbildungen im Buche als Vorbilder beim Zeichnen zu benutzen, statt des im Mikroskop zu sehenden Bildes. Wie wichtig es aber ist, nach dem natürlichen Object zu zeichnen, das habe ich im ersten Abschnitt darzulegen versucht. Die Fig. 4 und 9 sollen als Muster dienen, wie der Praktikant seine Zeichnungen und Notizen machen soll; die anderen Figuren sollen nur die Präparate oder deren Herstellung erklären helfen. Ich weiss, dass einige das Fehlen der Abbildungen als Mangel des Buches bezeichnen werden, andere aber werden damit einverstanden sein, dass man den Praktikanten keine „Eselsbrücke“ mitgiebt.

Da es sich hier wesentlich um eine Anleitung zur Praxis handelt, ist auch kein besonderes Gewicht auf die botanische Terminologie gelegt worden und sind z. B. die alten Ausdrücke Holz und Bast neben Xylem und Phloem für die Theile des Gefässbündels gebraucht worden. An manchen Stellen wird noch speciell auf das Lehrbuch verwiesen.

Was nun die Auswahl des Materials, der einzelnen Objecte anlangt, so will ich nicht behaupten, dass man es nicht auch anders, ja sogar im Einzelnen besser machen könnte, doch scheint mir nichts gewählt zu sein, was nicht seinem Zwecke sehr gut entspricht: ich habe vielerlei Versuche gemacht und das, was mir am passendsten schien, genommen mit Berücksichtigung der leichten Beschaffung des Materials: der zweite Abschnitt dient zu Erläuterungen für diese Beschaffung und soll sie besonders dem erleichtern, der privatim nach dem Buche

arbeiten will. Vielleicht wird einiges vermisst, was zu wichtig sei, als dass man es auslassen könne, z. B. ein Präparat von der Samenknospe der Gymnospermen (Coniferen); allein hier wie in anderen Fällen kommt einestheils die Schwierigkeit der Präparation in Betracht, anderntheils die Beschränkung durch die zu Gebote stehende Zeit: man wolle nicht aus den Augen lassen, dass das vorliegende Buch nur ein Uebungscursus für Anfänger sein soll. Von diesem Standpunkte aus möge auch der Inhalt des ersten und dritten Abschnittes, über die Utensilien und die Methodik,*) beurtheilt werden. Der Docent, der das Buch seinen Praktikanten zu empfehlen geneigt ist, kann ja leicht einiges einfügen oder weglassen oder dieses durch jenes ersetzen; der Anfänger wird durch die hier gebotene Anleitung seinen Weg auch leicht zu anderen und schwierigeren Präparaten finden.

So möge denn dieses Buch, für dessen gute Ausstattung ich dem Herrn Verleger meinen besten Dank sage, versuchen, sich unter den Lehrenden und Lernenden Freunde zu erwerben!

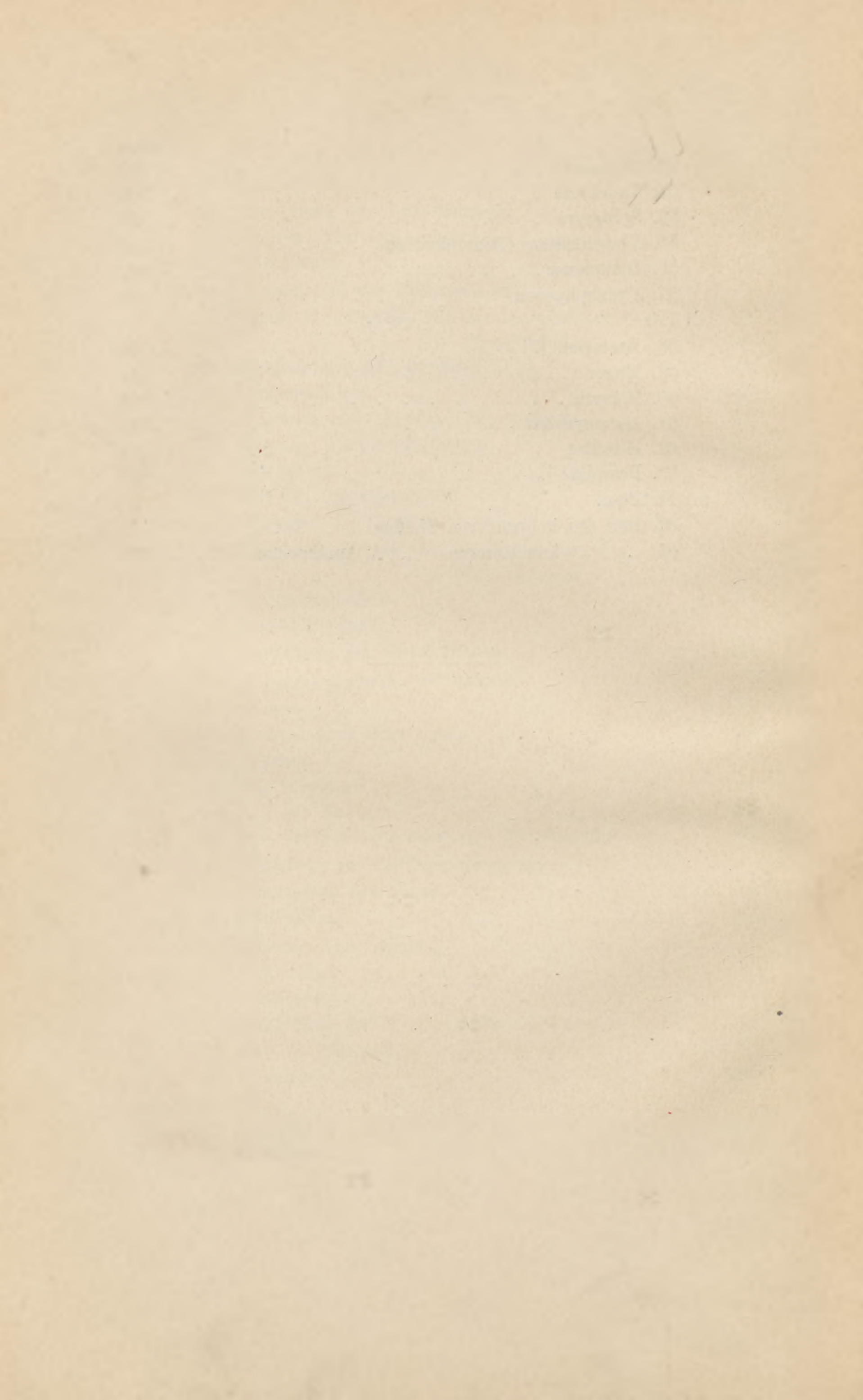
Frankfurt a. M. im Oktober 1902.

**M. Möbius.**

---

*) Für die complicirteren Untersuchungsmethoden, wie sie jetzt bei wissenschaftlichen Forschungen angewendet werden, sei Strasburger's oben erwähntes Praktikum empfohlen.

# Inhaltsübersicht.



# I. Die zum Mikroskopiren nothwendigen Utensilien.

1. Das Mikroskop. Für die Anschaffung eines Mikroskopes ist es schwer, allgemeine Rathschläge zu geben und Firmen zu empfehlen: wer keine Erfahrung im Mikroskopiren hat, muss sich doch den Rath eines Anderen holen, der solche Erfahrung besitzt, und sich mit ihm besprechen. Für die hier vorgeschriebenen Präparate genügen Vergrösserungen bis zu 400mal.*)

2. Eine Handlupe.

3. Ein Präparirmikroskop ist zwar nicht nothwendig, erleichtert aber die Herstellung verschiedener Präparate bedeutend. E. Leitz in Wetzlar liefert z. B. eines für 40 Mk., das in seinem Katalog Nr. 38 mit Nr. 46 bezeichnet wird.

4. Ein Rasirmesser. Dasselbe muss auf der unteren Seite plan, auf der oberen concav geschliffen sein. Linkshändige Personen müssen sich also das Messer so schleifen lassen, dass es für rechtshändige oben plan, unten concav ist.

Zu dem Messer gehört ein Streichriemen, auf dem dasselbe jedesmal beim Beginn einer neuen Uebung ab-

---

*) In den botanischen und zoologischen Uebungscursen, welche die Senckenbergische Gesellschaft zu Frankfurt a. M. abhalten lässt, hat sich der Gebrauch eines von der Firma E. Leitz in Wetzlar gelieferten Instrumentes bewährt, welches besteht aus: Stativ III mit Objecttisch (nebst Beleuchtungsapparat und Irisblende) von Stativ II, Objectiv 2, 4 und 7 am Revolver, Ocular 1 und 3, und 185 Mk. kostet.

zuziehen ist; dies geschieht, indem man das Messer dem Streichriemen flach andrückt und mit dem Rücken voran über ihn bewegt, dann auf dem Rücken umdreht und wieder so zurückzieht.

5. Zwei Scalpelle, d. h. in einem hölzernen Griff feststehende Messerchen, und zwar ein grösseres derberes zum Zerschneiden grösserer Objecte und ein kleineres mit feiner Spitze.

6. Zwei Präparirnadeln, d. h. in einem hölzeren Griff feststehende, sehr spitze Nadeln.

7. Zwei Pincetten, eine grössere mit breiteren Enden, besonders zum Herausholen des Materials aus Gläsern und dergl., und eine kleinere mit spitzen Enden, die beim Präpariren selbst gebraucht wird, z. B. zum Abzupfen von Blättchen.

8. Objectträger in Giessener Format, d. h. 48 mm lang, 28 mm breit, aus weissem Glas ohne geschliffene Ränder.

9. Deckgläschen, 15 : 15 mm und 18 : 18 mm; sie brauchen nicht von der dünnsten Sorte zu sein.

Objectträger und Deckgläschen bezieht man am besten von Heinrich Vogel in Giessen.

10. Einige Uhrgläser zur vorübergehenden Aufbewahrung des zu schneidenden Materials oder zur Behandlung der Schnitte in Farblösungen oder anderen Flüssigkeiten.*)

11. Zwei Wassergläser, eines zur Aufnahme des reinen Wassers, das andere zum Abspülen von Objectträgern und Deckgläschen und dergl. Hierzu einige

*) Zur Aufbewahrung der unter 4 bis 10 genannten Utensilien verfertigt man sich oder lässt sich verfertigen einen flachen, in einige Fächer getheilten und mit einem abhebbaren Deckel versehenen Holzkasten.

Glasstäbe mit abgerundeten Enden, und einige Glasröhrchen, beide etwa von Bleistiftdicke. Die in ein dünnes Ende ausgezogenen Glasröhrchen dienen zur Entnahme von Flüssigkeit aus einem Glase, zum Aufheben von Bodensatz oder schwimmenden Mikroorganismen u. s. w.

12. Weithalsige Stöpselgläser verschiedener Grösse zur Aufbewahrung des in Alkohol conservirten Materials. Man signire die Gläser sorgfältig und lege nie zweierlei in dasselbe Glas.

13. Kork und Hollundermark, um kleine Objecte beim Schneiden zu fassen; Korkplättchen kann man sich aus guten, nicht grobporigen Korkstopfen schneiden, Hollundermark erhält man aus alten Zweigen von *Sambucus nigra*.

14. Lösch- oder Filtrirpapier.

15. Einige Tücher von glatter, nicht fasernder Leinwand zum Putzen der Gläser.

16. Reagentien. Die hier erwähnten kann man aus einem Droguengeschäft oder aus der Apotheke beziehen, andere Farbstoffe und dergl. erhält man bei Dr. Georg Grübler in Leipzig. Die am häufigsten gebrauchten (I bis V) füllt man in 25 ccm-Fläschchen und stellt sie in einem kleinen flachen Kasten zusammen auf den Mikroskopirtisch.

I. Glycerin (Glycerinum purissimum).

II. Alkohol oder Spiritus, wie er unter diesem Namen in der Apotheke geführt wird (85 bis 87 %).

III. Ammoniakflüssigkeit, Liquor Ammonii caustici der Apotheke.

VI. Kalilauge, Liquor Kali caustici der Apotheke, in einem mit Kautschukstopfen verschlossenen Fläschchen aufzubewahren.

V. Jodlösung: 0,4 g Jodkalium werden in 30 g destillirtem Wasser und in dieser Lösung wird 0,1 g reines Jod aufgelöst (nach Strasburger).

VI. Chlorzinkjodlösung, die man übrigens nicht nothwendig braucht, kann man in der Apotheke nach folgendem Recept (Strasburger nach Nägeli) machen lassen: Man löst Zink in reiner Salzsäure, dampft zur Schwefelsäureconsistenz unter stetigem Vorhandensein von metallischem Zink ein, setzt so viel Jodkalium hinzu, als aufgelöst werden kann, und dann so viel metallisches Jod, als aufgenommen werden kann.

VII. Eine concentrirte Lösung von Kalisalpeter.

VIII. Essigsäure (Acidum aceticum).

IX. Salzsäure (Acidum hydrochloricum).

X. Schwefelsäure (Acidum sulfuricum).

XI. Farbstoffe, z. B. Fuchsin und Methylenblau in wässeriger Lösung, Saffranin, Carmin, Haematoxylin u. A.

XII. Nelkenöl.

XIII. Canadabalsam, am besten in Xylol gelöst, nebst Xylol, um ihn beim Festwerden wieder verdünnen zu können. Es gibt besondere Gläser zum Aufbewahren des Canadabalsams mit einem über den weiten Hals der Flasche greifenden Deckel, da ein eingesetzter Glas- oder Korkstopfen festkleben würde.

XIV. Asphalt- oder Maskenlack oder noch besser Sandaraklack (letzterer von C. G. Gaudich Nachfolger, Leipzig, zu beziehen). Diese zur Herstellung der Dauerpräparate zu verwendenden Lacke müssen so dick sein, dass sie gerade noch ausgestrichen werden können, sind sie zu dick geworden, so wird der Asphaltlack durch Terpentinöl, der Sandaraklack durch Alkohol verdünnt. Man bewahrt sie in einem weithalsigen Glas auf, in dessen

Stöpsel von unten her ein Pinsel befestigt ist, der immer in den Lack taucht.

17. Zeichenutensilien, und zwar ziemlich glattes Zeichenpapier, ein harter und ein weicher Bleistift und Radirgummi. Einige Buntstifte können sehr gut verwendet werden, um das Auftreten des Chlorophylls und anderer Farbstoffe, gewisse Farbenreactionen und dergl. wiederzugeben.

## II. Pflanzenmaterial.

1. *Tradescantia discolor* L'Hér. Als Topfpflanze leicht im Zimmer zu cultiviren, wie *Dracaena*; nur im December und Januar verliert sie die Blätter.

2. *Elodea canadensis* Rich. Wasserpest. In vielen Flüssen und Gräben Deutschlands zu finden und leicht in einem Gefäss zu cultiviren, zieht aber im Winter ein.

3. *Lamium Orvala* L. aus Südeuropa, eine schöne grossblüthige Taubnessel, die, im Garten gezogen, bereits im April blüht. Man kann auch eine andere *Lamium*-Art nehmen, z. B. *L. album* L., das aber nicht so geeignet ist, weil die Haare zu dicht stehen. Von anderen Objecten sind zu empfehlen die Staubfädenhaare von *Tradescantia virginica* L. oder die Haare an jungen Trieben von *Cucurbitaceen*, besonders von *Ecballium Elaterium* (L.) A. Rich.

4. *Pellionia Daveauana* N. E. Br., eine Urticacee aus Ostasien, bekannt für diese Untersuchungen durch Dodel-Port und A. Binz (vergl. Flora 1892. 75. Jahrg. S. 267 und 1892, Ergänzungsband S. 34). Die Pflanze wird in Warmhäusern vielfach gezogen und ist leicht durch Stecklinge zu vermehren.

5. Kartoffel. Jederzeit in frischem Zustand verwendbar.

6. Haferkorn (*Avena sativa* L.). Die reifen Körner wie man sie aus jeder Samenhandlung beziehen kann, können jahrelang trocken aufbewahrt und immer noch benutzt werden.

7. Samen von *Ricinus communis* L., verhält sich wie vorige.

8. Vergl. Nr. 1.

9. *Begonia metallica* L. Sm. (= *B. incarnata* Link et Otto) oder *B. Evansiana* Andr., häufig cultivirte Arten, sind für diese Untersuchung zu empfehlen. Man wird auch eine andere Art verwenden können, aber nicht alle sind gleich geeignet. Wenn man aber günstiges Material, z. B. von *B. metallica* hat, so kann man es in Alkohol aufbewahren.

10. *Dracaena angustifolia* Roxb. oder eine andere der häufiger cultivirten Arten ist zu benutzen, wenn sie einen höheren Stamm besitzt; man zerschneidet denselben und bewahrt die Stücke in Alkohol auf.

11. *Scorzonera hispanica* L. Schwarzwurzel. Man legt im Herbst, wenn die Wurzeln reich an aufgespeichertem Inulin sind, Stücke derselben in Alkohol und lässt sie darin mindestens einige Tage liegen, ehe man sie zur Untersuchung verwendet.

12. *Nepeta camphorata* Boiss. et Heldr., eine in Gärten gezogene, aus Griechenland stammende Labiate, ist mir besonders günstig erschienen, es können aber auch andere Labiaten benutzt werden. Von anderen krautigen Dicotyledonen, die unter der Epidermis Collenchymstränge ausbilden, seien Umbelliferen und Polygonaceen empfohlen.

13. *Vanda gigantea* Lindl. oder eine andere flachblätterige *Vanda*-Art (Orchidee). Ein Blatt, das man

aus einem botanischen Garten bezogen und, in Stücke geschnitten, in Alkohol aufbewahrt hat, ist für viele Untersuchungen ausreichend.

14. *Clivia nobilis* Lindl., eine Amaryllidee, die in jeder Gärtnerei zu haben ist. Man benutzt die frischen oder in Alkohol conservirten Blätter.

15. Die Früchte der Dattel, *Phoenix dactylifera* L., sind in jeder Frucht- oder Droguenhandlung zu haben.

16. *Tradescantia virginica* L. ist eine häufige Gartenzierpflanze. Man legt einige Stengel in Alkohol, weil sich das Material dann besser schneiden lässt und auch im Winter benutzt werden kann. Als Vertreter können auch Balsaminen dienen.

17. *Nymphaea alba* L., die weisse Teichrose, findet sich häufig in stehenden Gewässern, ist auch in Blumenhandlungen zu erhalten. Frisches und in Alkohol conservirtes Material ist gleich geeignet zum Schneiden.

18. *Helleborus viridis* L., grüne Niesswurz, ist nicht nur deshalb, weil die Pfanze das ganze Jahr hindurch grüne Blätter hat, sondern auch weil das Blatt eine zum Schneiden sehr geeignete Consistenz und eine für die Beobachtung sehr gut differencirte Structur hat, ausserordentlich zu empfehlen. Als Vertreter dieser Art können nur *H. foetidus* L., weniger gut *H. niger* L. oder *purpurascens* W. et K. dienen.

19. *Callistemon coccineus* F. Muell. oder eine andere ähnliche Art der Gattung ist aus einem botanischen Garten oder einer Gärtnerei zu beziehen; man verwendet frisches oder in Alkohol conservirtes Material. Die Pflanze ist eine Myrtacee aus Australien, wo viele Pflanzen die Eigenthümlichkeit haben, ihre Blätter nicht horizontal, sondern senkrecht zu stellen, so dass die Kante dem Himmel zugewendet ist und die Bestrahlung der

Blattfläche nicht so intensiv wird. Das Blatt hat dann nicht verschiedene Ober- und Unterseite, sondern die rechte und linke Seite symmetrisch gleich; solche Blätter nennt man bifacial.

20. *Zea Mais* L., Welschkorn, als Zierpflanze oder auf dem Felde cultivirt, ist allgemein bekannt. Man kann dafür auch ein anderes Gras nehmen, aber die Structur ist dann etwas abweichend; sehr zu empfehlen ist *Arundo donax* L., das Pfeilrohr, wenn es zur Verfügung steht.

21. *Pinus silvestris* L., die Kiefer, ist ein gemeiner immergrüner Waldbaum und ihre Nadeln sind daher jederzeit leicht zu haben.

22. *Echeveria metallica* Nutt. mit grossen fleischigen Blättern, eine aus Mexiko stammende Crassulacee, ist jetzt eine beliebte Gartenpflanze.

23. *Salvia officinalis* L. ist eine häufige Culturpflanze aus Südeuropa. Die Blätter sind besser frisch zu untersuchen.

24. *Urtica (Laportea) canadensis* L. wird man frisch wohl nur in botanischen Gärten finden, ist aber deswegen zu empfehlen, weil man sie anfassen kann, ohne sich zu brennen; nimmt man statt ihrer eine unserer Brennnesseln, so kann man die Hände mit einem Tuch oder Handschuhen schützen.

25. *Iris germanica* L., die deutsche Schwertlilie, kann ebenso gut durch eine andere ähnliche Art ersetzt werden; man schneidet zur Blüthezeit die Stengel ab und legt sie in Alkohol.

26. *Ranunculus acer* L., der scharfe Hahnenfuss, ist auf den Wiesen häufig und blüht den ganzen Sommer über, so dass man auch frisches Material verwenden kann.

27. *Cucurbita pepo* L., der Kürbis, wird so häufig gezogen, dass Material, welches man in Alkohol conservirt, leicht zu haben ist.

28. *Polypodium vulgare* L., der gemeine Tüpfelfarn, ist fast überall in Deutschland häufig. Das ausgegrabene Rhizom kann frisch oder in Alkohol conservirt benutzt werden.

29. *Aristolochia sipho* L'Hérit., der Pfeifenstrauch, stammt aus dem südlichen Nordamerika, wird aber bei uns häufig in den Gärten zur Bekleidung von Lauben gezogen. Man benutzt zur Untersuchung die 3 bis 4 mm dicken Zweige, die man am besten in Alkohol conservirt, und, wenn man sie haben kann, auch die fingerdicken Aeste.

30. *Sambucus nigra* L., der gemeine Hollunder, wird überall cultivirt, ist also leicht zu haben. Aber man benutzt am besten die einjährigen Triebe etwa Ende Juni, bevor sie ihr Wachsthum abschliessen; zu dieser Zeit kann man sie auch abschneiden und nach Entfernung der Blätter die einzelnen Internodien in Alkohol setzen, um sie jederzeit untersuchen zu können.

31. und 32. Tannenholz von *Abies pectinata* Lam., der Edeltanne, wie es der Schreiner braucht, ist geeignet zur Benutzung, wenn man sich vorher kleine vierkantige Stücke zurecht geschnitten hat, deren Ober- und Unterseite genau senkrecht zum Faserverlauf steht und deren eine Längsseite in der Richtung der Markstrahlen oder im Radius verläuft. Wegen des Fehlens der Harzgänge ist es besser als Fichten- oder Kiefernholz.

33. Man benutzt wieder eine der in 25 genannten *Iris*-Arten; die Wurzeln kann man jederzeit ausgraben und in frischem Zustande untersuchen, doch ist Alkoholmaterial ebenso geeignet.

34. *Ranunculus repens* L., der kriechende Hahnenfuss, ist bei uns an feuchten Stellen häufig, die Wurzeln sind jederzeit verwendbar.

35. *Sonchus palustris* L., die Sumpf-Gänsedistel, findet sich hier und da an Gräben. Von den Wurzeln gilt das in 33 und 34 Gesagte.

36. *Cordyline* spec. Diese auch unter dem Namen Dracaene häufig in den Gärtnereien gezogene Topfpflanze scheint mir besonders geeignet. Die echten *Dracaena*-Arten eignen sich weniger, besser die allgemein verbreitete *Aspidistra elatior* Blume (*Plectogyne variegata* Link), eine aus Japan stammende Blattpflanze. Man nimmt den Topf mit der Pflanze, kehrt ihn um, klopft den Topfrand etwas auf den Tisch, wodurch sich der ganze Erdballen lockert und mit der Pflanze herausgehoben werden kann. Der Ballen ist, falls die Pflanze nicht gerade frisch versetzt war, äusserlich von weissen Wurzeln überzogen, denen man die sichtbaren etwas gelblichen Spitzen ohne Schaden der wiedereinzusetzenden Pflanze abschneiden kann. Man muss sie dann aber gleich verarbeiten; höchstens darf man sie einige Stunden im Wasser aufbewahren, nicht aber in Alkohol conserviren, weil sie dann schrumpfen und schlecht zu schneiden sind.

37. Beim Rohrkolben (*Typha latifolia* L. oder *T. angustifolia* L.) brechen im Frühling (Mai-Juni) aus den Rhizomen neue Beiwurzeln hervor; wenn diese finger- bis spannenlang geworden sind, bilden sie Nebenwurzeln in acropetaler Folge, d. h. zuerst an der Basis, dann weiter nach der Spitze zu. Wenn die ersten Nebenwurzeln hervorgewachsen sind, ist es Zeit, die Wurzeln abzuschneiden und in Alkohol zu conserviren. Typha ist, wie manche andere Wasserpflanze, zur Unter-

suchung sehr geeignet, weil die Nebenwurzeln fast genau senkrecht zur Längsachse der Wurzel austreten, die ersteren somit auf dem Querschnitt der letzteren gerade längs geschnitten werden und nicht schief, wie es bei den meisten Erdwurzeln der Fall sein würde.

38. *Elodea*, vergl. 2.

39. *Syringa vulgaris* L. Flieder oder Syringe, ein sehr häufig gezogener, aus dem Orient stammender Zierstrauch. Die Knospen sind im Hochsommer bis Winter gut zur Verwendung, doch nur die schlankeren, nicht die dick angeschwollenen, welche die Blüthenanlagen für das neue Jahr enthalten. *Syringa persica* ist wegen der dünnen Knospen nicht so geeignet, kann aber auch, ebenso wie das Pfaffenhütchen, *Evonymus europaeus* L. oder *E. latifolius* Scop. benutzt werden.

40. *Oenothera grandiflora* Ait. und *Oe. suaveolens* Pers. werden als grossblüthige Nachtkerzen gern in Gärten gezogen. *Oe. biennis* L., die gemeine Nachtkerze, aus Virginien stammend, ist in Deutschland vielfach verwildert zu finden. Wenn die Pflanzen zur Blüthe kommen, schneidet man die an den Enden der Triebe stehenden Knospenbüschel ab und legt sie in Alkohol; man hat dann Knospen in verschiedenen Entwickelungszuständen beisammen.

41. Grossblüthige *Lilium*-, *Fritillaria*-, *Tulipa*-Arten geben vor der Oeffnung der Blüthen gutes Material für Untersuchung der Antheren; auch die grossblüthigen *Datura*-Arten und *Paulownia imperialis* können verwendet werden. Es empfielt sich, in Alkohol conservirtes Material zu schneiden.

42. Die zuerst in 41 genannten Pflanzen, sowie *Amaryllis*-Arten sind auch gute Objecte für Fruchtknoten- und Samenknospen-Untersuchung, ebenso *Yucca*-Arten.

Man legt die Blüthen oder Knospen in Alkohol, grössere Fruchtknoten schneidet man vorher durch, damit der Alkohol schneller eindringt und besser fixirt.

43. *Asplenium Nidus* L., ein grosser Farn aus Ostasien, wird in den botanischen Gärten gezogen und man muss sich ihn von da verschaffen, wenn man so günstiges Material zur Untersuchung haben will. Auch muss das fertile Blatt im richtigen Entwicklungsstadium abgeschnitten werden, nämlich wenn die Sori gerade als feine braune Linien sichtbar zu werden anfangen. Das Material kann in Alkohol conservirt und lange aufbewahrt werden. Natürlich kann man auch unseren gewöhnlichen Schildfarn, *Aspidium filix mas* Sw., benutzen und zwar solange die Sori noch von den grauen Schleiern bedeckt sind, aber die Schnitte sind schwieriger auszuführen und die verschiedenen Zustände der Sporangien nicht so schön angeordnet. Für geöffnete Sporangien kann man jede beliebige Polypodiacee verwenden.

44. Prothalliummaterial findet man reichlich in Gewächshäusern, in denen Farne gezogen werden, auf der Erde der Blumentöpfe. Sonst erhält man es in einigen Wochen, wenn man einen Wedel mit reifen Sporangien (z. B. von einem *Asplenium*) auf einen feucht gehaltenen, mit einem Glassturz überdeckten Blumentopf legt.

45. *Polytrichum commune* L. ist ein Moos, das man im Walde häufig auf der Erde findet; im Frühling und Sommersanfang fallen die Antheridienstände durch die rothgelbe Farbe der blüthenartig ausgebreiteten Endknospen an den Sprossen auf.

46. *Mnium punctatum* Hedw. ist ebenfalls häufig auf dem feuchten Boden des Waldes, in der Ebene und im Gebirge, und an den schönen, breiten, eiförmigen Blättern kenntlich. Die Archegonienstände findet man im

Frühling und bemerkt sie als dunkele Punkte mitten in in der Blattrosette.

Von diesem Moose können auch ebenso gut statt des Polytrichum die Antheridienstände untersucht werden, überhaupt kann man die Antheridien und Archegonien bei allen Laubmoosen ziemlich gleich gut benutzen, wenn man sie findet.

47. Zu diesem Präparat kann man ein beliebiges acrocarpes Laubmoos nehmen, z. B. eine *Pottia* oder *Funaria*. Da manche Moose erst im Herbst ihre Kapseln entwickeln, so findet man die Sporogonanlagen zu dieser Zeit ebenso gut wie im Frühjahr oder Sommer.

48. *Bryum (Webera) nutans* Schreb. oder eine andere Bryum-Art mit grossen Kapseln ist für die Untersuchung zu empfehlen, auch die Kapsel von *Funaria hygrometrica* Hedw., dem gemeinen Drehmoos, kann verwendet werden.

49. Moosprotonemen findet man als hellgrüne gespinnstartige Ueberzüge auf Blumentöpfen des Gewächshauses oder im Freien auf lehmigem, sonst nicht bewachsenem Boden, z. B. an Wegrändern im Walde; auch sieht man wohl junge Moospflänzchen daraus hervorsprossen.

50. *Fucus*, der Blasentang, ist an der Küste der Nordsee und Ostsee so häufig, dass man von dort immer Material beziehen kann; auch fructificiren die Pflanzen fast das ganze Jahr hindurch. Wenn sie gut in Seewasser verpackt werden, kann man das erhaltene Material in frischem Zustande untersuchen, andernfalls lässt man es gleich in Alkohol legen oder bewahrt es darin auf. *Fucus platycarpus* Thur. (immer ohne Luftblasen) hat Oogonien und Antheridien in denselben Conceptakeln, *Fucus vesiculosus* L. (meist mit Luftblasen) ist zweihäusig.

51. *Batrachospermum moniliforme* Roth, die Froschlaichalge, findet man bisweilen in rasch fliessenden Gebirgsbächen. Man kann auch Alkoholmaterial oder Herbarmaterial benutzen; letzteres, indem man einen Tropfen Wasser auf den Zweig bringt, den man ablösen will: die befeuchteten Theile quellen auf und die Zellen erhalten ihre natürliche Form wieder. Auf diese Weise kann man auch getrocknete Meeresflorideen sehr gut zur mikroskopischen Untersuchung verwenden.

52. *Characeen.* Wenn man eine *Chara* oder *Nitella* in einem Bache gefunden hat, so pflanze man sie in einem grossen Glasgefäss in schlammigen Boden ein, sie erhält sich hier jahrelang und bildet ihre Fructificationsorgane, von denen besonders die Antheridien als leuchtend rothe Kügelchen auffallen. *Nitella* ist zur Untersuchung geeigneter als *Chara*, besonders zu empfehlen ist *Nitella gracilis* (Smith) Ag.

53. *Vaucheria.* Manche Vaucheria-Arten bilden grosse grüne watteartigen Klumpen in Bächen oder Flüssen; sie lassen sich im Zimmer eine Zeit lang in flachen Gefässen cultiviren, bilden hier häufig Schwärmsporen, manchmal auch Oogonien und Antheridien. *Vaucheria terrestris* Lyngb. findet man nicht selten mit Fructificationsorganen auf der Erde von Blumentöpfen im Gewächshaus; sie bildet hier ein dunkelgrünes Gespinnst.

54. *Spirogyra* spec. Diese Algen sind in fliessenden und stehenden Gewässern sehr gemein und bilden gewöhnlich grössere hellgrüne Watten, die sich schleimig anfassen. Fructificirende Spirogyren erkennt man daran, dass die hellgrünen Massen ein eigenthümlich krauses, verworrenes Ansehen bekommen.

55. Grünalgen. Das aus einem Fluss, Graben oder Teich geholte Material von grünen Fadensträngen und

grünen schleimigen Massen kann man auch in einem grösseren Einmacheglas sich weiter entwickeln lassen.

56. Diatomeen sind äusserlich bemerkbar als braune Massen, die Ueberzüge an anderen Wasserpflanzen oder Steinen bilden; wenigstens wird gewöhnlich die braune Farbe von ihnen hervorgerufen. Man findet sie wohl in jeder Wasseransammlung.

57. *Cyanophyceen.* Blaugrüne Algen findet man auch nach der äusserlich sichtbarem Farbe, z. B. in den Ableitungen der Schmutzwässer oder in wasserarmen Gräben oder auch auf feuchter Erde oder an feuchten Wänden und auf Blumentöpfen im Gewächshaus.

58. *Bacterien* findet man in jedem Gefäss mit faulendem Wasser oder in stinkenden Gräben und dergl.

59. *Mucor.* Zur Züchtung des Köpfchenschimmels legt man ein durchfeuchtetes Stückchen Schwarzbrot auf feuchtes Fliesspapier und hält es durch eine darübergestürzte Glasglocke feucht. Nach vier bis sechs Tagen ist eine üppige Cultur von Schimmel entstanden, der weisse Fäden mit schwarzen Punkten am Ende besitzt. Gewöhnlich erscheint auch der zierliche *Mucor stolonifer* Ehrb., auf den sich die Angaben im Texte beziehen.

60. *Botrytis.* Zu jeder Jahreszeit findet man an absterbenden oder abgestorbenen Pflanzentheilen, häufig auch an Topfpflanzen im Gewächshaus, graue Schimmelrasen, die vom gemeinen Traubenschimmel, *Botrytis cinerea* Pers., gebildet werden. Dieser Pilz gehört als Conidienfruchtform zu der höheren, als *Peziza Fuckeliana* de By. bezeichneten Fruchtform, einem Ascomyceten.

61. *Peziza acetabulum* L. oder eine andere *Peziza*-Art z. B. *P. leporina* Batsch, wie man sie in Wäldern auf der Erde findet, eignet sich gut zur Untersuchung; erstere bildet etwa 5 cm breite braune Becher, letztere

hat annähernd die Gestalt eines Hasenohres und ist 5 bis 8 cm hoch. Man bewahrt das gesammelte Material in Alkohol auf.

62. *Agaricus (Psalliota) campestris* L., der Champignon, ist ein sehr bekannter, auf Wiesen und in Gärten häufiger Pilz, der auch käuflich zu haben ist. Auch hier ist es zweckmässig, das gefundene Material in Alkohol aufzubewahren, da man nicht sicher ist, es sich frisch verschaffen zu können zur Zeit, da man es braucht.

63. Von den *Rostpilzen* mit verschiedenen Generationen ist am bekanntesten der Getreide- oder Berberitzenrost. Da man aber das *Aecidium Berberidis* Pers. nicht so häufig findet, kann man dafür das sehr häufige *Aecidium Euphorbiae* Pers. nehmen, dessen Vorhandensein sich durch die bekannte Deformation an *Euphorbia Cyparissias* L. verräth: die Sprosse sind blüthenlos und haben lauter kurze ovale bleichgrüne Blättchen, deren Unterseite mit rothgelben Punkten besetzt ist. Es gehört nach Schröter zu *Uromyces Pisi* (Pers.) De By.

*Puccinia graminis* Pers. erkennt man an den rostfarbenen linearen Flecken auf den Getreideblättern und Halmen und auf verschiedenen anderen Gräsern. Hiervon bekommt man zunächst die Uredo-Sporen. Die Puccinia- oder Teleuto-Sporen treten später im Jahre als schwärzliche Flecken an Stelle der rostfarbenen auf.

64. *Sticta pulmonacea* Ach., die Lungenflechte, findet sich nicht selten an alten Buchen und Eichen in Gebirgswäldern und ist durch den grossen lederartigen, buchtig gelappten und netzförmig grubigen Thallus kenntlich. Da man ebenso gut Herbar-Material benutzen kann, wird man sich die Flechte wohl verschaffen können, auch wo sie nicht vorkommt.

65. *Collema pulposum* Bernh., die gemeine Gallertflechte, hat einen im feuchten Zustande gallertartigen schwarzgrünen Thallus und ist auf feuchter Erde, feuchten Felsen und Mauern nicht selten. Im Uebrigen gilt über das Material das bei 64 Gesagte, nur muss man hier fructificirende Exemplare haben.

## III. Allgemeine Regeln für das Mikroskopiren. Herstellung der Dauerpräparate.

Zum Mikroskopiren nehme man einen einfachen feststehenden Tisch, dessen Platte nicht gestrichen, sondern höchstens gebeizt ist, und stelle ihn an ein Nordfenster oder wenigstens ein solches Fenster, das während des Mikroskopirens kein directes Sonnenlicht erhält. Vor sich, am hinteren Tischrand in der Mitte, hat man das Mikroskop stehen, links den Kasten mit den Utensilien (siehe Anmerk. S. 2), rechts das Material zum Zeichnen, weiter vorn stehen die Reagentien und Wassergläser. Den Mikroskopkasten stellt man beiseite, nachdem man ihm die noch zu benutzenden Objective und Oculare entnommen hat, die man unter einem Glassturz vor dem Mikroskop aufstellt. Der Tisch darf nicht höher sein, als dass man beim Sitzen bequem in das Mikroskop sehen kann, da man beim ruhigen Sitzen viel besser beobachten kann, als beim Stehen. Man richte zunächst den Spiegel am Mikroskop so, dass man das Gesichtsfeld so hell wie möglich hat und lasse dann das Instrument während der ganzen Uebung unverrückt so stehen. Das erste, was man beim Mikroskopiren zu lernen hat, ist: mit dem linken Auge in das Mikroskop zu sehen und das rechte dabei offen zu behalten, und es wird auch in kurzer Zeit gelingen, das offene rechte Auge während der Be-





obachtung ganz auszuschalten. Diese Regel ist so wichtig, weil bei ihrer Befolgung die Augen viel weniger angestrengt werden. Das linke Auge benutze man desswegen, damit man das rechte der Zeichnung und den Notizen zuwenden kann, ohne den Kopf zu bewegen; man lernt dann bald, abwechselnd mit dem linken Auge in das Mikroskop, mit dem rechten auf das Papier zu sehen, also gleichzeitig zu zeichnen und zu beobachten. Die linke Hand hat man dabei immer an der Mikrometerschraube, die rechte zum Verschieben des Objectträgers auf dem Objecttisch oder zum Zeichnen oder Schreiben bereit. Linkshändige mögen natürlich umgekehrt verfahren.

Als allgemeine Regel merke man ferner, dass man immer mit der schwächsten Vergrösserung anfängt zu untersuchen und dann mit den stärkeren Vergrösserungen soweit geht, bis man das sieht, was man zu sehen wünscht. Mit der schwächeren Vergrösserung verschafft man sich eine Uebersicht und sucht sich die Stelle aus, welche günstig für die stärkere Vergrösserung erscheint. Letztere wird natürlich erzielt durch die stärkeren Objective; von den Ocularen benutzt man, auch zur Schonung der Augen, regelmässig das schwache und das starke nur dann, wenn man sehr kleine Objecte, z. B. Bacterien oder Spermatozoidien, etwas grösser sehen will. Hat man die Objective nicht an einem Revolver befestigt, so ziehe man beim Auswechseln derselben den Tubus nicht aus seiner Hülse, sondern ziehe ihn nur etwas in die Höhe und schraube so die Objective ab und an; durch das häufige Herausziehen des Tubus wird nämlich die Hülse leicht etwas schief und dann ist das Instrument nicht mehr genau centrirt; auch fällt beim Herausziehen des Tubus leicht etwas Schmutz aus dem Innern der Röhre auf das darunter liegende Präparat.

Die Herstellung der Präparate wird im Text (Cap. IV.) beschrieben; im Allgemeinen gilt hier noch, dass man in allen Dingen peinlichste Sauberkeit anwendet. Nicht nur das Mikroskop muss man immer blank und rein halten, vor Flüssigkeiten und Staub bewahren, sondern auch alle anderen Utensilien müssen sorgfältig sauber gehalten sein. Objectträger und Deckgläschen besonders müssen spiegelblank geputzt sein, denn natürlich wird auch jede Unreinlichkeit unter dem Mikroskop in dem der angewandten Vergrösserung entsprechenden Maasse vergrössert. Das geputzte Deckgläschen fasse man niemals an der Fläche mit den Fingern an, weil auch die sauberste Haut immer etwas fettig ist, sondern halte es an den Rändern; man lege es sorgfältig auf, dass kein Wasser auf seine obere Seite kommt, und ist dies doch geschehen, so wische man das Wasser nicht vom aufliegenden Deckgläschen ab, sondern nehme dies wieder herunter und putze es von Neuem. Da wir meistens die Schnitte in Wasser legen, so gewöhne man sich, vor dem Schneiden einen sauberen Objectträger*) und auf demselben einen Tropfen Wasser bereit zu halten. Man kann auch den Schnitt gleich auf dem Rasirmesser mit Wasser befeuchten, damit er nicht austrocknet und sich besser mit der Nadel auf den Objectträger schieben lässt. Dies gilt besonders für Schnitte, die aus Alkoholmaterial hergestellt sind, denn aus einer so dünnen Scheibe verdunstet der Alkohol natürlich im Augenblick und es dringen störende und schwer wieder auszutreibende Luftblasen ein. Das Rasirmesser muss, bevor man zur

*) Der Objectträger liegt zweckmässiger auf weissem oder schwarzem Untergrund (je nach der Beschaffenheit des Präparates) als auf dem indifferent gefärbten Holze, damit man die Schnitte besser sehen kann.

Untersuchung des Schnittes übergeht, sofort abgewischt und möglichst gesäubert werden; man erhält es sich so viel länger scharf und gebrauchsfähig. Ueber das Schärfen des Messers vergl. I, 4.

Die Behandlungsweise der Schnitte und die Methode der Untersuchung und Beobachtung sind im speciellen Theil (Cap. IV) angegeben, hier sei nur noch auf die Wichtigkeit des Zeichnens verwiesen. Dieselbe liegt nicht so sehr darin, dass man später ein Bild von dem beobachteten Präparat hat, sondern vielmehr darin, dass man durch das Bestreben, das Gesehene zu reproduciren, gezwungen wird, sich das Präparat viel genauer anzusehen, als man es sonst thun würde. Man entdeckt sozusagen viele Einzelheiten erst, während man abzeichnet, und wenn man recht sorgfältig und naturgetreu abgezeichnet hat, so macht man sich auf dem Bilde manche Verhältnisse viel leichter klar als im mikroskopischen Gesichtsfeld. Man unterlasse darum bei keinem Präparat, auch wenn es im Text nicht speciell erwähnt ist, das Abzeichnen und glaube nicht, dass ein besonderes Zeichentalent nothwendig sei, um eine Abbildung herzustellen. Denn es handelt sich hier um einfache Flächenbilder und einfache Figuren, Rechtecke, Kreise und ähnliche, die jeder leicht zeichnen kann, wenn er sie richtig erkannt hat. Es handelt sich also um das richtige Sehen, d. h. man muss sich klar machen, welche Figur z. B. eine Zelle hat, ob sie rund oder eckig ist, in welcher Richtung der grössere Durchmesser liegt, in welcher Weise sie an die benachbarten Zellen angrenzt; hierzu vergleiche man auch die im 12. Präparat gegebene Anleitung. Gewöhnlich wird man zwei Zeichnungen ausführen: eine, welche zur Uebersicht über das ganze Präparat dient, und eine, welche den wichtigen Theil

noch genauer und stärker vergrössert darstellt. Man zeichne nicht mehr, z. B. nicht mehr Zellen, als nothwendig ist, um das Charakteristische auszudrücken, dieses aber möglichst genau. Besonders lege man die Zeichnung nicht zu klein an und zeichne nicht in kleine Umrissfiguren noch kleine Zellen hinein. Zu empfehlen ist, dass man das Papier im Format eines gewöhnlichen Quartheftes verwendet (vergl. I, 17) und jedem Präparat mindestens eine Seite widmet. Dann wird man auch Platz haben, um die nöthigen Notizen und Erklärungen anzubringen, da man nicht versäumen darf, den Namen der Pflanze, von der das Object stammt, das, was man besonders davon sehen soll, die Bezeichnung der einzelnen Theile, Gewebeschichten, Inhaltskörper der Zellen u. s. w. anzugeben (vergl. die Tafel). Bei Beobachtung dieser Regeln für das Zeichnen und Notiren wird man einen viel grösseren Nutzen von den Uebungen haben, als wenn man das eine oder andere oder gar beides unterlässt.

Die Herstellung von Dauerpräparaten wird nicht nur für Manche von praktischem Nutzen sein, sondern empfiehlt sich schon deswegen, weil man sich bei der Absicht, die Präparate aufzubewahren, eher bemühen wird, dieselben recht elegant herzustellen. Abgesehen von den ersten 3 Präparaten (IV, 1 bis 3), die sich natürlich überhaupt nicht aufbewahren lassen, weil wir an ihnen das lebende Plasma untersuchen, ist in den meisten Fällen Glycerin das einfachste und beste Aufbewahrungsmittel. Man soll indessen die Schnitte, wenn sie in Wasser liegen, nicht direct ins Glycerin übertragen, weil sonst leicht Schrumpfungen eintreten, sondern man setzt am Rande des Deckgläschens, resp. des Wassertropfens einen Tropfen Glycerin zu, so dass ersteres sich allmählich mit letzterem mischt, das Wasser dann verdunstet und schliesslich

ziemlich reines Glycerin übrig bleibt. In diesem können nun auch die Schnitte wochenlang liegen bleiben, wenn die Präparate an einem staubgeschützten Ort, etwa in einem flachen Kasten aufbewahrt werden, und man kann so eine grössere Anzahl von Präparaten zusammenkommen lassen, bis man Zeit hat, sie einzuschliessen. Besonders bei Schnitten, die aus frischem Material hergestellt sind, ist es überhaupt besser, sie längere Zeit, mehrere Tage, in öfters gewechseltem Glycerin liegen zu lassen, damit nicht im Dauerpräparat zu viel störende Veränderungen, zu denen hauptsächlich die Ausscheidung kleiner Tröpfchen gehört, nachträglich eintreten. Dies geschieht auch leicht bei Schnitten, die mit Kalilauge behandelt waren, desshalb müssen solche so lange ausgewaschen werden, bis alle Kalilauge entfernt ist oder als entfernt angenommen werden kann. Trotzdem zeigt sich dann in einzelnen Fällen noch eine nachtheilige Einwirkung des Glycerins, in welchem z. B. der Vegetationspunkt von Elodea (IV, 38) ganz undurchsichtig wird. Für solche Fälle müssen noch andere Methoden der Behandlung angewandt werden, auf die wir hier nicht eingehen können. Man wird eben dann auf das Dauerpräparat zunächst verzichten, wie man auch auf die Conservirung der mit Jodlösung und den meisten Farbstoffen erhaltenen Färbungen bei Anwendung des Glycerins verzichten muss.

Um nun ein solches Dauerpräparat in Glycerin zu machen, verfährt man folgendermaassen. Man macht zunächst einen der Grösse des Deckgläschens entsprechenden Lackrand auf dem Objectträger, indem man, um das Maass zu haben, das Deckgläschen unter den Objectträger legt und den Lack (Sandarak- oder Asphaltlack) mit einem Pinsel über die vier Seitenränder des Deckgläschens streicht, so dass er 2 mm nach innen und

2 mm nach aussen über diese Linien geht. Ins Innere dieses Rahmens, den man recht gleichmässig hoch zieht, bringt man einen Tropfen Glycerin, der den Lack nicht berühren darf, und überträgt nun mit dem feinen Scalpell oder der Nadel den Schnitt (oder das einzuschliessende Object überhaupt) in den Tropfen. Diesen zieht man nun mit der Nadel noch in die Ecken des Rahmens aus, aber immer so, dass er den Lack nicht berührt. Wenn dies nämlich geschieht, so bildet sich, wenigstens bei Asphaltlack, sofort ein braunes Häutchen über das Glycerin und man muss froh sein, wenn man den Schnitt noch unter dem Häutchen hervorholen und retten kann; den Objectträger wirft man gleich in das Wasserglas, um ihn später zu reinigen. Hat man nun den Tropfen ausgezogen und seine Ränder möglichst dem Lackrand genähert, so prüft man das Präparat noch einmal bei schwacher Vergrösserung, ob es in Ordnung ist, ob z. B., wenn mehrere Schnitte darin sind, sich nicht einer über den anderen geschoben hat, und corrigirt die Fehler mit der Nadel. Dann visirt man über den Glycerintropfen hin und schätzt ab, ob er beim Auflegen des Deckgläschens den Rahmen gerade ausfüllen wird: demgemäss fügt man noch etwas Glycerin hinzu oder nimmt davon weg in kleinen Tröpfchen, die am Scalpell hängen bleiben. Jetzt setzt man den einen Rand des Deckgläschens leicht auf die Mitte des linken Lackrandes und lässt es langsam niedersinken. Man helfe nicht weiter nach, etwa durch Auftupfen mit der Nadel, sondern lasse das Präparat ruhig liegen; sind Luftblasen mit eingeschlossen worden, so treten sie vielleicht von selbst aus oder sie bleiben unschädlich am Rande. Schlimmer ist es, wenn zu viel Glycerin vorhanden war und das überflüssige unter dem Deckgläschen hervorquillt; man wartet dann

bis der Lack fest geworden ist und saugt es vorsichtig mit feuchtem Fliesspapier auf. Die Präparate lässt man immer ruhig liegen, bis der Lack fest geworden ist, und zieht dann einen zweiten Lackrahmen darüber, dessen innere Grenze mit der des ersten zusammenfällt, dessen äussere aber noch um ein wenig über die des ersten übergreift. Ist nun auch dieser Lack trocken, so soll das Präparat unveränderlich bleiben; man wundere sich aber nicht, wenn doch später einmal durch Risse im Lack die Flüssigkeit austritt und das Präparat austrocknet; darum sehe man anfangs die Präparate manchmal wieder nach und bessere etwa auftretende schadhafte Stellen aus.*)

Das Einschliessen in Canadabalsam empfiehlt sich nur für Schnitte, welche eine vollständige Entwässerung vertragen und gefärbt sind. Die ungefärbten Zellwände verschwinden nämlich beinahe in diesem Einschlussmittel, weil es einen ganz ähnlichen Brechungsindex besitzt. Querschnitte durch Stämme, Wurzeln u. dergl. aber lassen sich gut färben und in Canadabalsam aufbewahren; wenn sie nicht aus Alkoholmaterial hergestellt sind, so lässt man sie eine Zeit lang in Alkohol liegen. Zum Färben empfiehlt sich für den Anfänger Saffranin- oder Fuchsinlösung, von der man einige Tropfen in ein flaches Schälchen bringt, das einen breiten glatten Rand hat und durch eine aufgelegte Glasscheibe also gut geschlossen werden kann. In dieser Lösung lässt man die Schnitte

---

*) Das Einschliessen in die bekannte Glycerin-Gelatine empfehle ich nicht, da sie mir mehr Nachtheile als Vortheile zu haben scheint. Besonders hat sie den Nachtheil, dass sie sich beim Trocknen zusammenzieht, dabei das Deckgläschen an den Objectträger drückt und zarte nicht ganz dünne Präparate quetscht. Auch kann man den Lackrand über dem Deckgläschen nicht entbehren, weil sonst leicht Risse und Blasen in der Masse auftreten.

eine längere Zeit, etwa über Nacht, liegen. Dann werden sie mit Alkohol ausgewaschen, indem man sie auf den Objectträger bringt und immer tropfenweise Alkohol zugiebt, bis dieser keinen Farbstoff mehr auszieht. Bleiben sie noch zu dunkel, was man unter dem Mikroskop bei schwacher Vergrösserung controllirt, so müssen sie einige Zeit in Alkohol liegen bleiben. Zuletzt nimmt man statt des gewöhnlichen Alkohols concentrirten. Auf die alkoholfeuchten Schnitte wird ein Tropfen Nelkenöl gethan und hierin bleiben sie 5 bis 10 Minuten, wobei darauf zu achten ist, dass sie nicht auf dem Nelkenöl obenauf schwimmen, sondern darin gut untergetaucht sind. Das überflüssige Nelkenöl wird dann mit etwas Fliesspapier aufgenommen, auf die mit Nelkenöl durchtränkten Schnitte ein genügend grosser Tropfen Canadabalsam gegeben und das Deckgläschen langsam und vorsichtig aufgelegt. Ist trotzdem ein Schnitt zu sehr an den Rand oder über einen anderen gerathen, so kann man mit einem Haar zwischen Objectträger und Deckgläschen in den noch flüssigen Balsam fahren und den Schnitt zurechtrücken. Sobald der Canadabalsam erstarrt ist, darf das Präparat als fertig gelten und hat gegenüber einem Glycerindauerpräparat den Vortheil, dass nachträgliche Veränderungen nicht mehr eintreten. Andererseits entspricht das Glycerinpräparat mehr dem natürlichen Aussehen; in ihm lässt sich auch die grüne Farbe des Chlorophylls conserviren. Der Anfänger und derjenige, der kein Mikrotom benutzt, wird für gewöhnlich besser thun, seine Präparate in Glycerin einzuschliessen; in manchen Fällen kann er ja ein ungefärbtes Glycerin- und ein gefärbtes Canadabalsam-Präparat machen.

Das fertige Präparat muss nun noch etiquettirt werden. Für die Etiquetten ist noch zu beiden Seiten des auf-

gekitteten Deckgläschens Platz; liegt der Objectträger aufrecht vor uns, so schreiben wir auf die obere Etiquette den Namen der Pflanze, auf die untere die Bezeichnung des Präparates nebst Datum. Statt einfacher Papieretiquetten nimmt man besser Pappstückchen von entsprechender Grösse und 1 bis 2 mm Dicke, sogenannte Schutzleisten, bei deren Anwendung man auch die Präparate über einander legen kann. Zum Ankitten dieser Pappstückchen gibt es einen besonderen Schutzleistenkitt, man kann aber auch den Lack verwenden, mit dem man das Deckgläschen befestigt.

Zum Aufbewahren der signirten Dauerpräparate dienen am besten Papprahmen, die man folgendermaassen herstellt oder herstellen lässt: auf eine viereckige Pappe von 19 : 31 cm klebt man ringsum 1 cm breite, 2 mm hohe Pappleisten auf und zwei Pappleisten zieht man der Länge nach durch, so dass drei Reihen entstehen, in denen je zehn Präparate Platz haben. An diese Papprahmen kann man auf der einen Längsseite mit Leinwand einen Deckel befestigen, um die Präparate vor Staub zu schützen. Will man sich aber eine grössere Präparatensammlung anlegen, so ist es besser, sich Pappkästen anfertigen zu lassen, in denen etwa zehn solcher Papprahmen (natürlich ohne Deckel) Platz finden. Die Kästen haben einen gutschliessenden, zurückschlagbaren Deckel und auch ihre vordere Wand kann zurückgeschlagen werden, damit sich die Papprahmen herausnehmen lassen. Käuflich sind verschiedenartige Kästen zum Aufbewahren der Dauerpräparate zu haben, für die Glycerinpräparate empfehlen sich aber nur solche, bei denen die Objectträger liegen und nicht auf der Kante stehen.

## IV. Herstellung und Untersuchung der einzelnen Präparate.

### 1. Präparat: Die Zelle mit Protoplasma, Zellkern, Membran, Zellsaft.

Man schneidet ein Stück von einem Blatte der *Tradescantia discolor* (II, 1) ab, macht auf der Unterseite, wo die Färbung recht roth ist, einen feinen Einschnitt mit dem Rasirmesser, so dass man mit der Pincette den Rand am Einschnitt fassen kann, und zieht ein möglichst dünnes Stück ab. Dieses legt man so, dass die ursprünglich freie Seite oben ist, in den Wassertropfen auf dem Objectträger und bedeckt es mit dem Deckgläschen. Man sieht jetzt an günstigen Stellen nur eine Zellenschicht, die Epidermis. Die Zellen derselben stossen mit ihren Wänden dicht aneinander, der Zelleninhalt erscheint bei den meisten gleichmässig roth. In vielen Zellen sieht man einen rundlichen Körper, den Zellkern, gewöhnlich von kleineren Körnchen, den Leucoplasten umgeben. Das Protoplasma bildet einen dünnen Beleg an der Zellenmembran, der oft nur an den Ecken zu erkennen ist. Um es nachzuweisen, lassen wir es sich von der Wand abheben, lassen Plasmolyse eintreten. Dazu setzen wir an den einen Rand des Deckgläschens einen Tropfen Salpeterlösung (I, 16, VII) und saugen an dem anderen Rand mit einem Stückchen Fliesspapier das Wasser auf, damit es durch die Salpeterlösung verdrängt wird (Fig. 1). Die letztere dringt auch durch die Zellwände, aber nicht durch das Protoplasma, durch welches nur Wasser aus dem Zellsaft in die Lösung diffundirt.

In dem Maasse nun, als der Zellsaft abnimmt und concentrirter wird, sehen wir den rothen Inhalt, d. h. das Protoplasma mit dem eingeschlossenen Zellsaft, sich

von der Zellwand abheben und zwar gewöhnlich zuerst in den Ecken; schliesslich sehen wir nur das Gerüste der Zellwände und in jeder Zelle einen dunkelrothen, fast kreisförmigen Ballen, der wohl auch durch farblose Protoplasmafäden mit der Zellwand in Verbindung steht. Dabei ist darauf zu achten, dass der Zellkern immer mit dem Plasma geht und niemals ausserhalb desselben liegen bleibt. Wenn wir jetzt Wasser zusetzen und die Salpeterlösung wegsaugen, ebenso wie wir vorher das Entgegen-

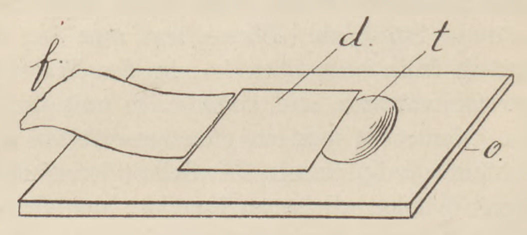



Fig. 1. *o.* Objectträger, *d.* Deckgläschen, *t.* Tropfen, *f.* Fliesspapierstreifen.

gesetzte gethan haben, so sehen wir die Zellen allmählich in den ursprünglichen Zustand zurückkehren. Von allem Gesehenen machen wir grosse deutliche Zeichnungen und schreiben die Namen zu den einzelnen Theilen.

**2. Präparat: Plasmabewegung (-rotation).**

Wir zupfen mit der Pincette einige Blättchen der *Elodea canadensis* (II, 2) ab und achten dabei darauf, ob die Ober- oder Unterseite des Blättchens sich auf der Seite der Pincette befindet, auf der wir den Daumen halten, denn wir wollen das Blättchen so hinlegen, dass die Oberseite von dem Deckgläschen berührt wird. Das Blatt besteht nämlich nur aus 2 Zellenschichten, deren obere grössere Zellen hat; der Mittelnerv allein ist mehrschichtig (Fig. 2). In den viereckigen Zellen fallen die

zahlreichen Chlorophyllkörner auf, die sich nach einiger Zeit alle an den Wänden angeordnet haben; in einigen Zellen wird man auch den farblosen Zellkern zwischen den ihn sonst verdeckenden Chlorophyllkörnern wahrnehmen können. An deren Bewegung erkennt man auch die Plasmarotation; diese tritt zuerst ein in den langen schmalen Zellen neben dem Mittelnerven, erst nach längerem Liegen und bei genügender Wärme auch in den seitlichen breiteren Zellen, wo sie noch deutlicher zu sehen ist. Man verfolge den Weg der Körner und sehe zu, wie sie an einer Längswand hinaufgehen, an der Ecke umbiegen, an der kurzen Wand weitergehen und nach dem zweiten Umbiegen an der anderen Längswand hinabgehen u. s. w., bis sie in die frühere Bahn zurückkehren: d. h. sie werden von dem strömenden Protoplasma in dieser Richtung bewegt. Die Richtung deuten wir in der Zeichnung durch Pfeile an.

Man kann auch hier Plasmolyse eintreten lassen (durch Salpeterlösung wie in Präp. 1), um zu sehen, wie dadurch das Leben des Protoplasmas nicht alterirt wird; denn die Bewegung hört in den plasmolysirten Zellen nicht auf.

Will die Bewegung nicht recht vorwärts gehen und hat man keine Zeit, um das Präparat länger liegen zu lassen, so kann man über einer Spiritusflamme oder einem brennenden Streichholz den Objectträger gelinde erwärmen, dabei controllire man aber die Erwärmung durch Berühren mit dem Finger.

Fig. 2. Querschnitt durch das Blatt von *Elodea canadensis* (nach Schenck).

**3. Präparat: Plasmabewegung (-circulation).**

Man zupft eine geöffnete Blüthe von *Lamium Orvala* (II, 3) ab und schneidet mit dem Rasirmesser vom unteren Rande der Kronröhre her so lange dünne Stücke ab, bis man an die Stelle kommt, wo innen die Haare sitzen, was mit blossem Auge oder mit der Lupe ganz gut zu sehen ist. Hier macht man einige recht dünne Schnitte und überträgt sie in Wasser. Beim Schneiden fasst man die Blüthe zwischen Daumen und Zeigefinger der linken Hand, die man auf den Tisch aufstützt, das Rasirmesser ergreift man von oben und legt den Daumen fest an den stählernen Theil unterhalb der Schneide, das horizontal gehaltene Messer zieht man schräg von links nach rechts und nach dem Körper zu langsam durch das Object. Da sich zwischen den abgeschnittenen Ringelchen leicht Luft festsetzt, so schneidet man dieselben vorsichtig mit der Spitze des Scalpells auf, wenn sie auf dem Objectträger in Wasser liegen. Nach dem Auflegen des Deckgläschens untersucht man die grossen einzelligen Haare und zeichnet eines mit seinem Inhalt ab: Bei starker Vergrösserung nämlich sieht man in dem Haar einen wandständigen Plasmaschlauch und einzelne das Innere durchsetzende Plasmastränge sowie den Zellkern, der an der Wand oder in einer centralen Plasmaanhäufung liegt. Besonders zu achten ist auf die feinen Körnchen in den Plasmasträngen, an deren Verschiebung man erkennt, dass das Plasma in Bewegung ist; diese ist aber nicht einfach und constant, wie bei Elodea, sondern unbestimmt und wechselnd unter Veränderung der Configuration der Stränge, die es bildet.

**4. Präparat: Stärkebildung in den Chlorophyllkörnern.**

Man macht auf die im vorigen Präparat angegebene Methode recht dünne Querschnitte durch den Stengel

von *Pellionia Daveauana* (II, 4), man schneidet dabei, wie bei allen Querschnitten, senkrecht auf die Längsachse des Stengels. Bei der Untersuchung achtet man auf die chlorophyllführenden Zellen der Rinde: die äussersten Zellen enthalten meistens Chlorophyllkörner ohne Stärke, geht man über zu den weiter innen liegenden Zellen, so sieht man, wie den grünen Körnern weisse Körner anliegen, wie dann der weisse Bestandtheil über den grünen überwiegt und wie schliesslich dem grossen weissen Stärkekorn das grüne Chlorophyllkorn, das jenes gebildet hat, nur noch schalenförmig aufsitzt. Die verschiedenen Entwickelungszustände sind sorgfältig abzuzeichnen. Wir beobachten hier also die Stärkebildung, die in dem Process der Assimilation vor sich geht, d. h. unter dem Einfluss des Lichtes durch die Thätigkeit der Chlorophyllkörner (Chromataphoren, Trophoplasten).

**5. Präparat: Bau der Stärkekörner (in der Kartoffelknolle).**

Wir schneiden ein Stück von einer Kartoffel mit dem Taschenmesser ab und machen an der Schnittstelle mit dem Rasirmesser einen kleinen (1 bis 2 mm grossen) Schnitt in beliebiger Richtung. Zunächst sehen wir bei mittlerer Vergrösserung polygonale, dünnwandige Zellen, die mit Stärkekörnern vollgestopft sind, wir beobachten die verschiedene Grösse*) und Form der Stärkekörner, von denen die meisten einfach, oval, einige aus zwei oder drei Theilstücken zusammengesetzt sind. Mit stärkerer Vergrösserung sehen wir einzelne Körner genauer an, wozu sich besonders die neben dem Schnitt frei im Wasser liegenden eignen; hier erkennen wir die Schichtung um den excentrisch liegenden Kern des

*) Die Stärkekörner der Kartoffel gehören zu den grössten, die in Pflanzen vorkommen.

Stärkekorns, indem wir die Blende verengern und die Mikrometerschraube spielen lassen, und zeichnen auch dies ab. Darauf stellen wir folgende Reactionen an (mittlere Vergrösserung):

1. Wir lassen einen Tropfen Jodlösung vom Rande des Deckgläschens dem Präparate zufliessen mit Absaugen des Wassers durch Fliesspapier an der anderen Seite (vergl. Fig. 1). Wir sehen im Mikroskop, wie mit dem Zutreten des Jods sich die Körner blau, dann dunkelviolett färben.

2. An einem neuen Präparat setzen wir in gleicher Weise statt Jodlösung Kalilauge zu (recht vorsichtig, damit keine Kalilauge auf das Deckglas und somit an die Linse des Objectivs gelangt); wir beobachten beim Hineinsehen in das Mikroskop, wie die Stärkekörner beim Zutritte der Kalilauge anschwellen, die Schichtung verlieren und dann fast unsichtbar werden. Wenn wir darauf die Kalilauge durch Wasser verdrängen und wieder Jod zusetzen, und zwar in solcher Menge, dass noch freies Jod übrig bleibt und nicht alles Jod sich mit dem noch vorhandenen Kali zu Jodkalium verbindet, so sehen wir die scheinbar verschwundenen Stärkekörner himmelblau gefärbt: sie sind also durch die Kalilauge nur verquollen, nicht aufgelöst, in derselben Weise, wie sie durch längere Einwirkung von heissem Wasser verändert werden.

### 6. Präparat: Zusammengesetzte Stärkekörner und Proteinkörner im Haferkorn.

Wir schneiden ein Haferkorn (II, 6) mit dem Scalpell quer durch und machen mit dem Rasirmesser einen feinen Querschnitt, der auch die Schale mitnimmt. Unter den zusammengedrückten Zellen der Frucht- und Samenschale sehen wir sodann eine Schicht — stellenweise sind es zwei Schichten — von viereckigen Zellen, die

mit kleinen Körnchen angefüllt sind: die sogenannte Kleberschicht des Getreidekornes. In den weiter innen liegenden, mehr abgerundeten Zellen befinden sich die viel grösseren, annähernd kugeligen Stärkekörner, von Protoplasmamassen umgeben. Neben dem Schnitt finden wir auch einzelne Stärkekörner, die besser erkennen lassen, dass sie aus einer grösseren Anzahl von Theilen bestehen, und finden auch solche Körner, die durch die Präparation oder durch den Druck des Deckgläschens bereits in ihre Theile zerfallen sind: an beiden erkennen wir, dass die einzelnen Theile mit geraden Flächen aneinander grenzen. Wir zeichnen: 1. ein kleines Stück des Querschnittes, die Schale angedeutet, einige Zellen der Kleberschicht, einige Zellen mit Stärkekörnern, und 2. ein einzelnes zusammengesetztes Stärkekorn und daneben einzelne Bruchstücke. Darauf machen wir noch die Jodreaction wie bei 5 und sehen, wie sich die Stärkekörner blau färben, die Kleberzellen, das aus Eiweiss bestehende Klebermehl, dagegen gelb. Beide Stoffe sind hier also auch als Reservestoff im Samen abgelagert.

**7. Präparat: Aleuronkörner im Samen von Ricinus.**

Wir entfernen die brüchige Schale des Samens (II, 7), schneiden den inneren Theil quer durch und machen einen kleinen, aber sehr dünnen Schnitt davon, den wir in ein Gemisch von Wasser und Glycerin auf dem Objectträger bringen; die Flüssigkeiten, von denen je ein Tropfen genommen wurde, hat man durch Umrühren mit der Präparirnadel gut gemischt. Bei schwächerer Vergrösserung sehen wir dünnwandige, polygonale, mit stärkeähnlichen Körpern angefüllte Zellen: diese gehören dem Gewebe der Keimblätter an, die den Samen ziemlich ausfüllen und Oel und Aleuronkörner als Reserve-

material aufspeichern. Die letzteren sind die erwähnten stärkeähnlichen Körper und müssen an der dünnsten Stelle des Schnittes mit möglichst starker Vergrösserung untersucht werden. Sie erscheinen ungefähr eiförmig und schliessen zwei ziemlich gleich grosse Gebilde ein, so dass nur wenig Grundsubstanz daneben übrig bleibt. Das eine Gebilde ist rundlich und heisst deshalb Globoid; man hat ermittelt, dass es aus Kalk und Magnesia, die an Phosphorsäure gebunden sind, besteht, also anorganischer Natur ist. Das andere Gebilde ist kantig begrenzt und erscheint als Vier-, Fünf- oder Sechseck; es heisst Krystalloid und besteht aus Eiweiss. Auch die Grundsubstanz besteht aus Eiweiss, aber in einer etwas anderen Modifikation als das Krystalloid, sie verquillt beim Einlegen des Schnittes in das mit Glycerin versetzte Wasser, so dass eben dadurch das Krystalloid hervortritt; man wird dieses nur in einzelnen Körnern deutlich sehen, dann aber, wenn man es einmal richtig erkannt hat, in anderen Körnern um so leichter wiederfinden. Legt man den Schnitt in reines Wasser, so verquillt auch das Krystalloid und tritt das Oel, das sich nicht mit Wasser mischt, in kleineren und grösseren Tropfen aus, die das Uebrige kaum erkennen lassen. Beim Einlegen in reines Glycerin verquillt die Grundsubstanz nicht, darum hebt sich das Krystalloid nicht von ihr ab und wird nur das Globoid sichtbar.

**8. Präparat: Einzelkrystalle von oxalsaurem Kalk des quadratischen Systems.**

Wir nehmen wieder ein Blatt von *Tradescantia discolor* (II, 1.) und benutzen den unteren, dem Stengel nahen Theil. Nachdem wir, wie in Präparat 1 die Oberhaut auf der Unterseite entfernt haben, machen wir von dem darunter liegenden Blattgewebe mit dem Rasirmesser

einen Schnitt parallel der Epidermis, so dass wir die grünen Zellen des Schwammparenchyms erhalten. In den Räumen zwischen denselben ist oft die zurückbleibende Luft störend, weil die Luftblasen durch totale Reflexion des Lichtes einen breiten schwarzen Rand bilden; man entfernt die Luft, indem man den Schnitt mit einigen Tropfen Alkohol übergiesst, den Alkohol aber ersetzt man dann wieder vor der mikroskopischen Beobachtung des Präparates durch Wasser. In den Zellen finden wir sehr schön ausgebildete Krystalle: theils Doppelpyramiden, die von oben gesehen als Quadrate mit zwei Diagonalen erscheinen, theils vierkantige Säulen mit aufgesetzten Pyramiden. Die vorkommenden Formen sind zu zeichnen, unter Beachtung des richtigen Grössenverhältnisses zwischen den Krystallen und der Zelle. — An demselben Präparat machen wir nacheinander folgende Reactionen: beim Zusetzen von Essigsäure bleiben die Krystalle unverändert, beim Zusetzen schwacher Salzsäure lösen sie sich auf, ohne dass Bläschen erscheinen, wie beim Auflösen von kohlensaurem Kalk, beim Zusetzen von Schwefelsäure (nach der Salzsäure) bilden sich hie und da nadelförmige Krystalle, indem die Schwefelsäure aus der Chlorcalciumlösung Gips ausfällt.

**9. Präparat: Drusen von oxalsaurem Kalk.**

Diese Form der Krystalle, die ebenfalls dem quadratischen System angehören, finden wir ausserordentlich häufig im Gewebe der Dicotyledonen; von ihnen wählen wir zur Untersuchung *Begonia metallica* (II, 9) und machen einen Querschnitt durch den Blattstiel. In den grösseren Zellen des Grundgewebes finden wir morgensternähnliche Körper, einzeln in je einer Zelle, und dieses sind die Drusen. Dass sie aus einer Combination

von einzelnen Krystallen bestehen, erkennen wir an manchen Exemplaren, die weniger Spitzen zeigen und mehr würfelförmig erscheinen. Beim Zeichnen beachte man das bei Präp. 8 Gesagte. Auch die dort angegebenen Reactionen könnten wir hier machen.

**10. Präparat: Rhaphidenbündel.**

Wir nehmen ein Stück vom Stamm der *Dracaena* (II, 10), schneiden die harte äussere Korkschicht weg und machen einen tangentialen Längsschnitt durch die darunter liegende Rinde. In einzelnen Zellen, die grösser sind als die anderen, liegen Bündel von Nadeln in einem durchsichtigen Schleim eingebettet. Gelegentlich finden wir ein Bündel, das durch das Messer getroffen und in seine Bestandteile auseinander gefallen ist: an diesem können wir die Gestalt der einzelnen nadelförmigen Krystalle besser erkennen. Diese Nadeln oder Rhaphiden sind Krystalle des oxalsauren Kalkes mit zwei Molekülen Wasser im monoklinen System und kommen, häufiger bei Monocotyledonen, einzeln und grösser ausgebildet oder sehr dünn und zu Bündeln vereinigt, wie hier, vor. Wir zeichnen eine Zelle mit einem intacten Rhaphidenbündel nebst den angrenzenden Zellen und ein in seine Nadeln zerfallendes Bündel.

**11. Präparat: Inulin und Milchsaft.**

Wir machen von der Schwarzwurzel (II, 11) in derselben Weise wie vom Dracänenstamm (Präp. 10) einen Schnitt, an dem uns grosse, weissglänzende, rundliche Massen und längsverlaufende braune Linien schon bei schwacher Vergrösserung auffallen: ersteres ist Inulin, letztere sind die Milchsaftgefässe. — Das Inulin, ein Kohlehydrat von der gleichen Formel wie die Stärke,

ist in der lebenden Pflanze im Zellsaft gelöst gewesen und durch den Alkohol ausgefällt worden. Da nun durch den Alkohol auch das Protoplasma getödtet wurde, die Inulinlösung sich also gleichmässig durch dieses und die Zellwände verbreiten konnte, so krystallisirt es auch nicht in dem Vacuolenraum der Zellen aus, sondern die Krystallisation beginnt gewöhnlich an einer festen Zell-

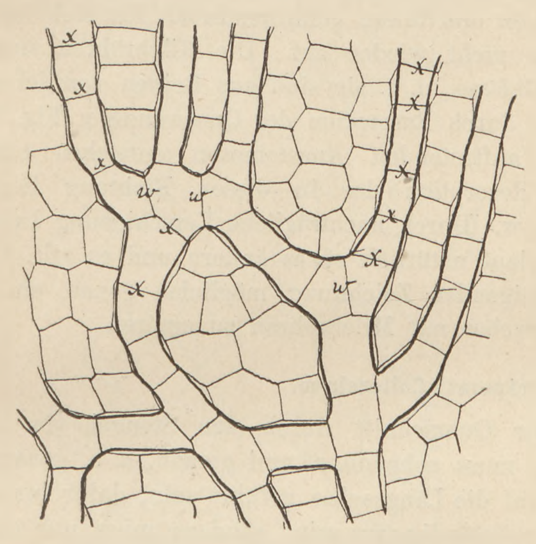



Fig. 3. Milchröhren in der Wurzel von *Scorzonera hispanica*, etwas schematisirt; die resorbirten Querwände x und w sind noch eingezeichnet

wand und erstreckt sich in einigen Fällen durch mehrere Zellen hindurch. Die ausgefällten Massen haben eine bogige Begrenzung, concentrische Schichtung und strahlige Structur: sie bestehen aus feinen Nadeln, die vom Mittelpunkt nach der Peripherie strahlig angeordnet sind, und werden deshalb Sphärokrystalle genannt. Nachdem sie gezeichnet sind, wird der Objectträger mit dem in

Wasser liegenden Schnitt über einem brennenden Streichholz erwärmt; untersuchen wir danach das Präparat wieder mikroskopisch, so finden wir, dass das Inulin ganz oder grossentheils verschwunden ist und haben somit seine Löslichkeit in warmem Wasser nachgewiesen. Zugleich können wir jetzt die Milchsaftgefässe besser beobachten, denn deren durch den Alkohol zur Gerinnung gebrachter und braun gefärbter Inhalt löst sich beim Erwärmen nicht wieder auf. Die Milchröhren sind hier echte Gefässe, d. h. sie sind aus Reihen von Zellen entstanden durch Resorption der Querwände x (Fig. 3); die häufig auftretenden Anastomosen entstehen ebenfalls durch Resorption der in dieser Richtung liegenden Wände w. Durch nachträgliche Verschiebung kann sich der Verlauf natürlich etwas ändern und es gilt, bei der anzufertigenden Zeichnung möglichst genau ein Stück des Gewebes mit Milchröhren zu copiren.

**12. Präparat: Collenchym.**

Der Querschnitt durch den Stengel von *Nepeta* (II, 12) muss sehr dünn und gerade, d. h. genau senkrecht auf die Längsachse geführt sein, dafür braucht er nicht vollständig zu sein, sondern muss nur eine der vier Ecken enthalten, denn gerade in diesen findet sich das Collenchymgewebe zur Aussteifung des Stengels. Das charakteristische Aussehen des Collenchyms auf dem Querschnitt wird dadurch bewirkt, dass die Wände der Zellen ungleichmässig verdickt sind und einen weisslichen Glanz haben, während die Zellräume, von den Wänden beschattet, dunkel erscheinen. Das Collenchym genau abzuzeichnen erscheint anfangs ziemlich schwierig: man mache sich deshalb klar, dass die weissen Stellen Drei- oder Vierecke darstellen, die mit den Ecken an-

einanderstossen, wie Fig. 4 A zeigt; wir sehen auch in diesen Verdickungsmassen der Zellwände die Grenzlinien der Zellen verlaufen und tragen sie ein (Fig. 4 B). Wo

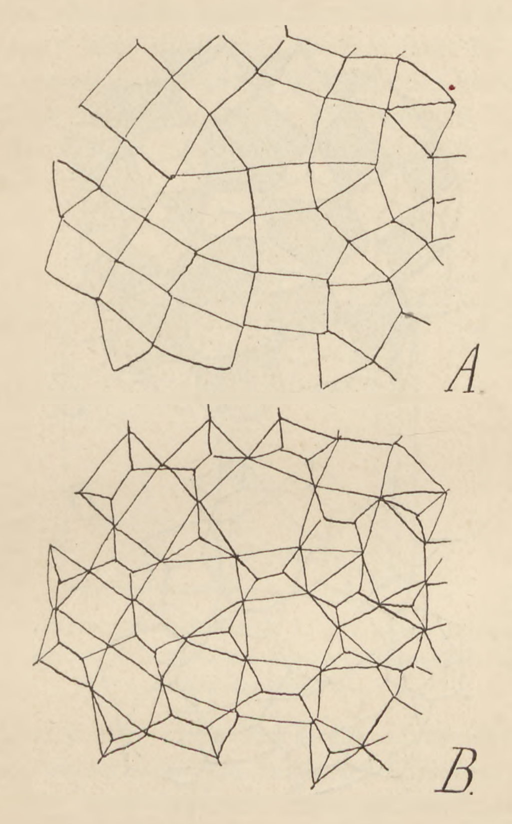



Fig. 4 A und B. Collenchym. Erklärung im Text.

drei Zellen zusammenstossen, findet sich oft ein kleiner dreieckiger Zwickel, nämlich ein kleiner Intercellularraum. Die Fig. 4 B können wir noch etwas verbessern zu Fig. 4 C, und Fig. 4 D zeigt uns, wie die Verdickung

entstanden ist, indem die ursprünglichen Wände mit starken Linien, die Grenzen der Verdickungsschichten mit schwächeren angegeben sind.

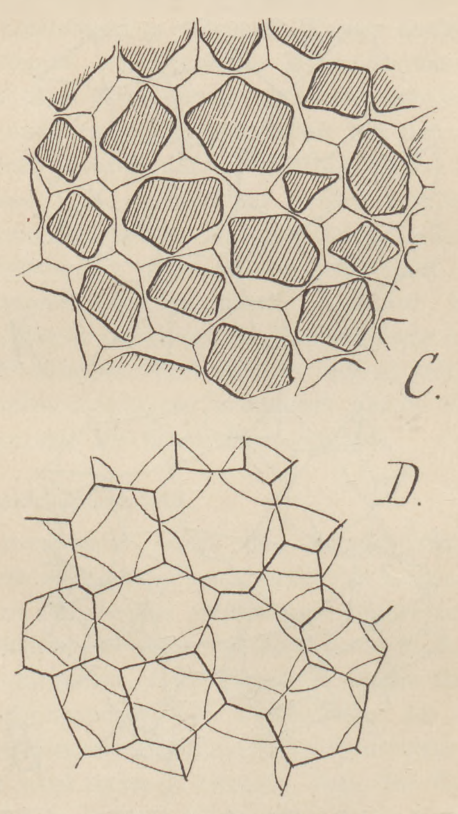



Fig. 4 C und D. Collenchym. Erklärung im Text.

**13. Präparat: Sclerenchymatisch verdickte Zellen.**

Wir finden solche sehr schön ausgebildet im Blatt der Orchidee *Vanda gigantea* (II, 13). Um einen Querschnitt durch dasselbe zu machen, klemmen wir ein

Stück zwischen zwei Korkplättchen, die man mit dem Object zugleich durchschneidet. Man muss dabei nur darauf achten, dass die Schnittebene genau senkrecht durch die Blattfläche geht, also in der Linie *ab* (Fig. 5 A), nicht *cd*, *ef* oder dergl. und ebenso, dass die Messerschneide genau senkrecht zur Längsaxe des Blattes steht, also in der Linie *gh* (Fig. 5 B), nicht *ik*, *lm* oder dergl. Der Schnitt muss sehr scharf geführt und dünn

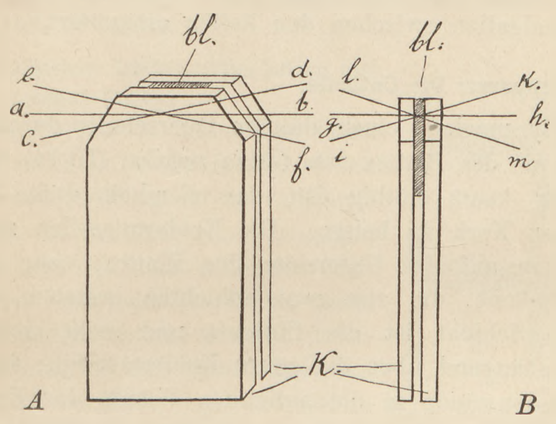



Fig. 5. Schneiden zwischen Kork. A. Die beiden Korkplättchen *k* mit dem Blattstück *bl* dazwischen von vorn betrachtet, B dasselbe von der Seite.

sein, braucht aber nicht durch das ganze Blattgewebe zu gehen, sondern nur die äussersten Schichten zu enthalten. Hat man eine gute Stelle gefunden, so sieht man eine Schicht Epidermiszellen, deren Aussenwände gewölbt und stark verdickt sind, und unter der Epidermis abwechselnd dickwandige und dünnwandige Zellen. Die ersteren zeigen sehr schön die Schichtung, d. h. feine Linien, die concentrisch um die Begrenzung des Lumens verlaufen und, wie beim Stärkekorn der Kartoffel, besser

hervortreten, wenn man die Mikrometerschraube etwas herauf- und herunterschraubt.*)

Ausserdem sieht man kräftigere Linien, eine oder zwei in einer Zelle, die vom Zellenlumen quer durch die Schichtung zum äusseren Rand der Zelle verlaufen: es sind die Porencanäle, d. h. die Stellen, an denen die Membranen unverdickt geblieben sind. Man beachte, dass die Porencanäle in zwei benachbarten Zellen genau auf einander treffen, denn gerade dadurch wird die Communication zwischen den Zellen erleichtert.

**14. Präparat: Die Cuticula.**

Wir machen einen dünnen Querschnitt durch die Epidermis des Blattes von *Clivia nobilis*, (II, 14) wobei es aber kaum nöthig ist, das ziemlich dicke Blatt zwischen Kork zu halten. Die Epidermiszellen zeigen besonders auf der Unterseite des Blattes, sehr dicke Aussenwände, die aus zwei Schichten bestehen. Die äussere Schicht ist die Cuticula und zieht sich zusammenhängend über die ganze Epidermis hin; da, wo die Aussenwände in die anticlinen Wände der Epidermiszellen übergehen, bildet sie spitze Fortsätze nach innen. Bei Zusatz von Jod färbt sich die Cuticula gelb, die darunter liegende Schicht nicht; setzt man jetzt noch einen Tropfen Schwefelsäure zu, so quellen die Zellwände auf, und die unter der Cuticula liegende Schicht sowie die anderen Zellwände färben sich blau-violett und heben sich scharf von der gelben Cuticula ab: in diesem Zustande ist das Präparat zum Abzeichnen be-

*) Nicht damit zu verwechseln ist eine quer über die ganze Zelle gehende Strichelung, die man freilich nur dann beobachtet, wenn der Schnitt nicht scharf und glatt ist, sondern diese dickwandigen Faserzellen mehr durchrissen als durchschnitten sind.

sonders günstig. Hat man Chlorzinkjod zur Verfügung, so kann man auch damit allein die Blaufärbung der Cellulose und Gelbfärbung der Cuticula erreichen: man legt den Schnitt in einen Tropfen der dicken Lösung, wobei er sich stark zusammenzieht, legt dann das Deckglas auf und lässt nach wenigen Minuten Wasser zutreten; wenn eine gewisse Verdünnung des Chlorzinkjods eingetreten ist, so wird die Färbung besonders schön und diesen Zeitpunct muss man, in das Mikroskop hineinsehend, erwarten.

**15. Präparat: Dickwandige Zellen mit grossen Poren.**

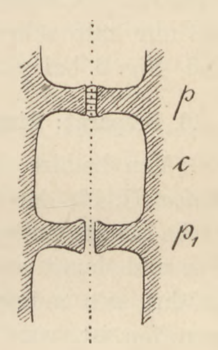
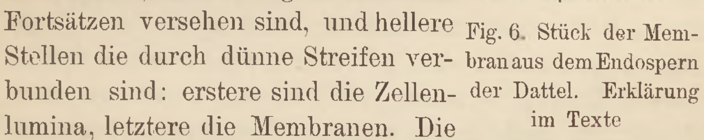



Fig. 6. Stück der Membran aus dem Endospern der Dattel. Erklärung im Texte

Man schneidet einen Dattelkern (II, 15) mit dem Taschenmesser mitten durch und stellt an der Schnittfläche mit dem Rasirmesser einen winzigen Schnitt her, den man in Wasser legt. Zunächst lassen sich die Zellen nicht unterscheiden, sondern man sieht dunklere Stellen, die mit eigenthümlichen Fortsätzen versehen sind, und hellere Stellen die durch dünne Streifen verbunden sind: erstere sind die Zellenlumina, letztere die Membranen. Die Zellengrenzen (punktirte Linie in Fig. 6) verlaufen mitten durch die hellen Stellen und zwischen den immer auf einander stossenden Fortsätzen der dunklen Stellen: nämlich bei *p* sind die Wände nur schwach verdickt, hier sind also die grossen Poren (Tüpfel), die von oben gesehen als kleine rundliche, helle Flecke erscheinen, und bei *c* ist die Zellwand stark verdickt. Die Querwände der längsgestreckten Zellen verlaufen meistens schief; man suche eine solche auf, wo sie deutlich zu erkennen ist, und



zeichne sie möglichst genau nach. Auch füge man Jod zu dem Präparat: dann färben sich die Plasmareste des Inhaltes gelb, während die Wände, aus sogenannter Reservecellulose bestehend, ungefärbt bleiben.

Dass an den mit *p* bezeichneten Stellen noch feine Poren von einem Tüpfel zum anderen durch die Membran hindurchgehen, kann man nachweisen, wenn man mit Methylenblau färbt und mit verdünnter Schwefelsäure etwas quellen lässt; dann erscheinen die gefärbten plasmatischen Verbindungsstränge als dünne blaue Linien, die nur mit sehr starker Vergrösserung zu erkennen sind (Fig. 6 bei *p*).

**16. Präparat: Ring- und Spiralgefässe.**

Man halbirt ein Stengelstück von *Tradescantia virginica* (II, 16) der Länge nach und stellt an der Schnittfläche Längsschnitte her, die aber genau in der Richtung der Axe und damit auch der längsverlaufenden Gefässbündel geführt sein müssen. Wo ein Gefässbündel im Schnitt getroffen ist, wird man auch die Ring- und Spiralgefässe finden. Es sind also Röhren, welche wie die Milchröhren entstanden sind (s. Präp. 11) und deren Wände grösstentheils unverändert geblieben sind, aber in gewissen Abständen nach innen ragende Verdickungsleisten besitzen, welche eine Spirale bilden oder zu einzelnen Ringen zusammenschliessen. Man sieht auch an demselben Gefäss stellenweise Ringe, stellenweise eine Spirale; man sieht Gefässe mit weit und solche mit eng von einander stehenden Ringen. Durch Zusatz von Jod werden die Verdickungsleisten, da sie verholzt sind, gelb gefärbt und besser hervorgehoben, ebenso kann man sie schön mit irgend einem Anilinfarbstoff färben (Saffranin, Fuchsin).

**17. Präparat: Intercellularräume.**

Da die Gewebe der Wasserpflanzen besonders reich an Intercellularräumen sind, so machen wir einen Querschnitt durch den Blattstiel von *Nymphaea alba* (II, 17). Schon mit blossem Auge sehen wir, dass in der Mitte vier grosse Löcher vorhanden sind, und zwar entspricht das etwas kleinere Paar der Oberseite, das etwas grössere der Unterseite des Blattstiels. Die schwächere Vergrösserung zeigt sodann, dass in der Mitte, wo die vier diese Löcher oder Luftcanäle trennenden Gewebeplatten zusammenstossen, ein Gefässbündel vorhanden ist und dass zehn Luftcanäle, die höchstens halb so gross wie die vier mittleren sind, mit Gefässbündeln abwechselnd, um jene herum und noch kleinere weiter aussen liegen. Besonders auffallend sind auch die Canäle, welche sich auf der Innenseite der grösseren Gefässbündel finden, durch die schöne, regelmässige Anordnung der sie kranzförmig einfassenden Zellen. Ganz kleine, gewöhnlich dreieckige Intercellularen finden wir fast überall, wo die Parenchymzellen mit ihren Ecken zusammenstossen; wenn wir einen frischen Blattstiel geschnitten haben, so erscheinen sie durch die eingeschlossenen Luftblasen schwarz und sind dadurch leicht kenntlich. An den grösseren Intercellularräumen sieht man deutlich, wie sich die angrenzenden Parenchymzellen durch ihre Turgescenz etwas in sie hineingewölbt haben; deren Wandungen sind hier auch stärker verdickt und die äusserste Schicht bildet eine den ganzen Intercellularraum auskleidende Haut, ähnlich der Cuticula auf der Epidermis des Blattes (conf. Präp. 14), hat aber nicht die Eigenschaft, sich mit Jodlösung gelb zu färben. Sehr auffallend sind die spitzen Gebilde, die in die grösseren Intercellularräume hineinragen. An einer geeigneten

Stelle des Schnittes sehen wir bei stärkerer Vergrösserung, dass eine Zelle an der Grenze des Luftcanals mehrere solcher spitzen Fortsätze bildet, die nach verschiedenen Richtungen gehen. Die ganze Zelle hat eine verholzte, mit Jod sich gelb färbende und viel dickere Membran als die anstossenden Parenchymzellen, und in der dicken Membran sind zahlreiche, nach aussen vorspringende Krystalle von oxalsaurem Kalk eingelagert, was bei stärkerer Vergrösserung ganz gut zu erkennen ist, wenn wir auf den Durchschnitt der Membran einstellen; bei schwächerer Vergrösserung erscheinen die Zellen dicht punctirt. Diese merkwürdigen Zellen (Spicularzellen) fehlen den Intercellularräumen, welche auf der Innenseite der Gefässbündel liegen; diese nämlich scheinen Wasser als Inhalt zu führen,*) während die anderen grossen und kleinen Intercellularen mit Luft erfüllt sind. Wir zeichnen hier eine Uebersicht des Blattquerschnittes, einen Canal von der Innenseite eines Gefässbündels und eine Spicularzelle mit der Umgebung ihres Fusses.

**18. Präparat: Structur des typischen Blattes der Dikotyledonen.**

(*Helleborus viridis* II, 18.)

a) Querschnitt. Wir falten einen Abschnitt des Blattes der Breite und der Länge nach mehrfach zusammen, so dass eine grössere Zahl von Blattflächen auf einander liegt und wir das Päckchen gut zwischen den Fingern halten und schneiden können. Wenn man es durchschneidet, erhält man eine grössere Anzahl von Querschnittsflächen, an denen nun möglichst zarte und gerade, d. h. senkrecht auf die Blattfläche gerichtete

*) Vergl. De Bary, Vergleichende Anatomie pag. 340.

Schnitte auszuführen sind. Man sorge dafür, dass die Schnittfläche feucht bleibt und die Schnitte sofort in Wasser übertragen werden. In dem Wassertropfen mustert man dieselben bei schwacher Vergrösserung und sucht sich die besten, nämlich die recht durchsichtigen und glatt abschliessenden, heraus. Bei mittlerer Vergrösserung gewinnen wir eine Uebersicht über die vorhandenen Gewebe und unterscheiden: die einschichtige farblose Epidermis auf beiden Seiten und das in eine Schicht Pallisadenparenchym und mehrere Schichten Schwammparenchym getheilte Mesophyll; die Grenze zwischen den beiden letzteren geht ungefähr auch durch die Mitte des Querschnittes. Gelegentlich sehen wir auch ein durchschnittenes Gefässbündel, auf dessen Bau noch nicht geachtet werden soll; ebenso bleibt der abweichende Bau der Mittelrippe zunächst unbeachtet. Nachdem das Präparat richtig orientirt ist, nämlich so, dass im mikroskopischen Bild die Epidermis der Oberseite nach dem Fenster zu und diesem parallel liegt, wird bei stärkerer Vergrösserung der Bau des Blattes genauer studirt und im richtigen Grössenverhältniss abgezeichnet. Die Epidermiszellen sind auf der Oberseite ca. zweimal so breit wie hoch, die Aussenwände verdickt und mit einer runzlichen Cuticula überzogen. Die Pallisadenzellen sind etwa halb so breit wie die Epidermiszellen und viermal so hoch wie breit; zwischen ihnen erscheinen, besonders an dicken Stellen des Schnittes, schwarze Streifen, welche den eingeschlossenen, mit Luft erfüllten Räumen entsprechen (der Rand der Luftblasen erscheint wegen der totalen Reflexion des Lichtes immer schwarz). Schwerer zu zeichnen sind die Zellen des Schwammparenchyms, weil sie unregelmässige Gestalt haben und grosse Zwischenräume einschliessen; man muss also diese Lücken

und die meistens quergestreckte Form der Zellen andeuten und auf die Zahl der Schichten und ihre Dicke im Verhältniss zu den schon gezeichneten Pallisadenzellen achten. Die Epidermiszellen auf der Unterseite sind denen der Oberseite ähnlich, aber mehr in die Quere gestreckt. Hier treten nun auch die Spaltöffnungen auf, welche besonders zu studiren und zu zeichnen sind. Man muss sich dazu eine solche Spaltöffnung aussuchen, bei der die beiden Schliesszellen, durch den Spalt getrennt, sich deutlich gegenüber liegen. Der Querschnitt einer Schliesszelle ist nach dem Schema in Fig. 7 leicht zu erläutern. Das mit Chlorophyllkörnern gefüllte Lumen bildet ungefähr ein rechtwinckeliges Dreieck, dessen Hypotenuse dem Spalt zugewendet ist, die längere Kathete liegt nach oben, ziemlich parallel der Oberfläche, die kürzere Kathete nach innen, den Epidermisquerwänden parallel. An der längeren Kathede ist die Wand stark verdickt, über der Hypotenuse verdickt sie sich vom Spalt nach unten hin und bildet hier noch ein vorspringendes Hörnchen, an der kürzeren Kathede ist die Wand dünn. So wird es leicht, die Schliesszelle richtig zu zeichnen, ihre Ansatzweise an die anstossende Epidermiszelle und ihr richtiges Grössenverhältniss zu dieser. Die beiden Schliesszellen sind genau symmetrisch, über ihnen liegt die ziemlich grosse Athemhöhle.

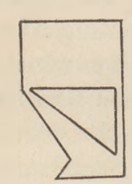


Fig. 7. Schema zu einer Schliesszelle der Spaltöffnung von *Helleborus*.

Ferner kann man noch den Querschnitt durch den Mittelnerven des Blattabschnittes untersuchen: hier fehlt die Trennung in Pallisaden- und Schwammparenchym, das Gefässbündel ist von rundlichen, zum Theil dickwandigen, chlorophyllarmen Zellen umgeben.

b) Epidermis von der Unterseite. Wir spannen ein Blattstück mit Daumen und drittem Finger der linken Hand über den Zeigefinger derselben, so dass die Unterseite nach oben sieht, und machen einen kleinen Oberflächenschnitt mit dem Rasirmesser, oder schneiden nur ein und ziehen mit der Pincette den Lappen ab; das Präparat legen wir so auf den Objectträger, dass die Epidermis nach oben gewendet bleibt. Wir beobachten und zeichnen 1. die Form der Epidermiszellen, deren Wände in einander gebuchtet sind ohne irgend welche Intercellularräume und die kein Chlorophyll enthalten, 2. die Form der Schliesszellen, welche zusammen ein Oval bilden, das durch den Spalt der Länge nach halbirt wird, die Form des Spaltes, der in der Mitte am breitesten ist und an dem der weitere äussere Eingang und die enge Spalte in der Mittellinie zu unterscheiden ist, ferner das Vorhandensein von Chlorophyll in den Schliesszellen, 3. an den Stellen, wo der Schnitt auch das Gewebe unter der Epidermis getroffen hat, bei tieferem Einstellen des Objectivs, das Aussehen der Schwammparenchymzellen, die sternförmig sind und mit den Fortsätzen aneinanderstossen, grosse Zwischenräume zwischen sich lassen und somit das entgegengesetzte Verhalten wie die Epidermiszellen zeigen.

c) Epidermis von der Oberseite. Das Präparat wird hergestellt wie bei b angegeben, aber von der Oberseite des Blattes; es zeigt uns: 1. Form und Inhalt der Epidermiszellen wie bei b, 2. Fehlen der Spaltöffnungen, 3. bei höherer Einstellung die auf dem Querschnitt gesehenen Runzeln der Cuticula als ein zierliches Liniennetz, 4. bei tieferer Einstellung die unter der Epidermis liegenden Pallisadenzellen im Querschnitt, der kreisförmig erscheint. Also haben die Pallisadenzellen cylindrische

Gestalt, und wie von ihnen, kann man sich auch von den anderen Zellen ihre körperliche Form richtig vorstellen nur aus der Combination der Bilder, die der Querschnitt und Flächenschnitt resp. Längsschnitt liefert.

**19. Präparat: Structur eines bifacialen Blattes.**

Der Querschnitt durch das Blatt von *Callistemon* (II, 19) wird zwischen Kork angefertigt (conf. Präp. 13) und ist so dünn wie irgend möglich auszuführen. Er zeigt uns auf beiden Seiten Spaltöffnungen in der Epidermis, auf jeder Seite unter der Epidermis eine Schicht von Pallisadenzellen, in der Mitte farbloses Gewebe aus rundlichen Zellen ohne Chlorophyll, abgesehen von den Gefässbündeln. Das Assimilationsgewebe ist also auf beiden Seiten gleich, weil diese in gleicher Weise belichtet werden. Stellenweise ist das Pallisadenparenchym durch runde Oeffnungen unterbrochen, die Oeldrüsen, welche durch Resorption einer Gruppe von Zellen an diesen Stellen entstanden sind. Genauer anzusehen sind die Spaltöffnungen mit den eigenthümlichen Schliesszellen und dem Vorhof, der durch die vorgezogenen Membranverdickungen über den Schliesszellen gebildet wird. Präparat und Zeichnung sind natürlich so zu orientiren, dass die Epidermis rechts und links, nicht, wie bei *Helleborus*, oben und unten zu liegen kommt.

**20. Präparat: Structur eines Grasblattes.**

Um von dem dünnen Blatt des Mais (II, 20) Querschnitte zu erhalten, müssen wir es wieder wie in Präp. 18 mehrfach zusammenfalten und ausserdem zwischen Kork legen. Unter zahlreichen Schnitten suchen wir mit schwacher Vergrösserung die heraus, welche sowohl gerade als auch sehr dünn sind; dabei sehen wir schon,

dass der Querschnitt nicht so deutlich Ober- und Unterseite unterscheiden lässt wie bei *Helleborus*. Diese erkennen wir am sichersten an den Gefässbündeln, die in grosser Zahl das Blatt durchziehen, und besonders an den grösseren in den stärkeren Nerven: die Seite, nach welcher das kleinzellige Phloem liegt, ist die untere und die, nach welcher das Xylem mit den grossen, schön symmetrisch vertheilten Holzgefässen liegt, die obere, denn im Stamm ist das Xylem nach innen gerichtet, muss also beim Ausbiegen der Gefässbündel in das Blatt nach oben zu liegen kommen. Auf der Oberseite sind zwar die Parenchymzellen senkrecht gegen die Oberfläche etwas gestreckt, dasselbe ist aber auch auf der Unterseite der Fall, während sie in der Mitte mehr polygonal oder rundlich erscheinen; das Chlorophyll ist durch das ganze Mesophyll ziemlich gleichmässig vertheilt. Auffallend sind die Zellen, welche einen vollständigen Kranz um jedes der kleinen Gefässbündel bilden; bei den grösseren geht der Kranz nicht ganz herum, sondern den Raum zwischen Gefässbündel und Epidermis nehmen oben und unten Gruppen stark sklerenchymatisch verdickter Zellen ein. Die Epidermis besteht auf beiden Seiten ziemlich gleichmässig aus etwas quergestreckten Zellen, deren Wände nach aussen gewölbt und hier stärker verdickt sind. Einzelne Epidermiszellen der Oberseite sind in spitze Papillen ausgezogen — eine für die Gräser sehr charakteristische Erscheinung — so dass die Zelle mit ihrer Spitze etwa doppelt so hoch wie die andern Zellen wird. Auf dieser Seite fallen auch Gruppen von sehr grossen Epidermiszellen auf, die, pallisadenförmig gestreckt, nach oben und nach unten über die andern hervorragen, und an einzelnen Stellen sehen wir, dass die mittelste Zelle dieser Gruppe in ein langes, dick-

wandiges Borstenhaar ausgewachsen ist.*) Spaltöffnungen finden sich hier auf beiden Seiten, aber nur an besonders günstigen Stellen erkennen wir ihren Bau, der deshalb durch eine Zeichnung (Fig. 8) erläutert sei. Die beiden Schliesszellen (*ss*) sind klein und haben oben und unten sehr dicke Wände, die beiden Nebenzellen (*nn*) sind grösser und liegen ebenfalls über der ziemlich grossen Athemhöhle (*a*).

Jetzt machen wir noch einen kleinen Flächenschnitt von der Oberseite des Blattes, wie in Präp. 18 (pag. 49). Die Zellen der Epidermis sind sehr regelmässig in Längs-

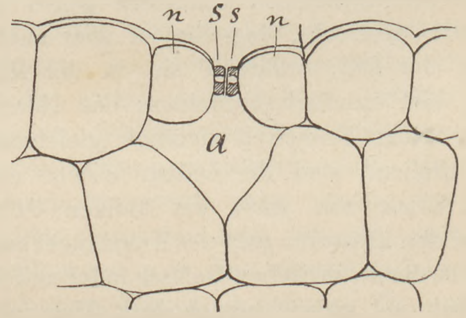



Fig. 8. Spaltöffnung des Mais-Blattes. *a* Athemhöhle, *ss* Schliesszellen, *nn* Nebenzellen.

reihen geordnet, über den Gefässbündeln gleichmässig und sehr langgestreckt, dazwischen wechseln die längeren, gewöhnlichen Epidermiszellen mit den Spaltöffnungen oder den kurzen Papillenzellen ab. Bei den gewöhnlichen Zellen sind die Querwände glatt, die Längswände wellig ineinandergebogen. Die Spaltöffnungen stehen alle so, dass der Spalt den Reihen parallel ist. Die ihn

---

*) Wir können diese einzeln stehenden Haare auch mit der Lupe auf dem Blatte sehen.

begrenzenden Schliesszellen haben eine eigenthümliche Form, weil das Lumen nur an den beiden etwas angeschwollenen Enden zu sehen ist; die Nebenzellen haben fast dreieckige Gestalt. Vereinzelt treffen wir auch die langen Haare, die von mehreren Kreisen anders gestalteter Epidermiszellen umgeben sind. • Da, wo der Schnitt etwas dicker ist als die Epidermis allein, scheinen die rundlichen Parenchymzellen hindurch. Von der Unterseite des Blattes brauchen wir keinen Flächenschnitt zu machen, da er uns, abgesehen von den Haaren, im Wesentlichen dieselben Verhältnisse zeigen würde. Für das Zeichnen gilt das im 18. Präp. Gesagte.

**21. Präparat: Structur eines nadelförmigen Blattes.**

Von den Kiefernadeln (II, 21) kann man zwischen Kork sehr dünne Querschnitte herstellen. Bei schwacher Vergrösserung lässt sich der ganze Schnitt gut übersehen: seine Form ist fast genau ein Halbkreis, dessen flache Seite der Blattoberseite entspricht. Das Gewebe in der Mitte ist farblos und enthält zwei nach oben mit ihren Holztheilen zusammenneigende Gefässbündel; nach aussen wird es durch eine Schicht kettenförmig aneinandergereihter, gleichgrosser Zellen abgeschlossen. Das peripherische Gewebe ist als chlorophyllhaltiges Assimilationsgewebe ausgebildet, in dem auch die Harzcanäle verlaufen; es ist durchschnittlich drei Zellschichten stark. Die senkrecht zur Blattoberfläche gerichteten Zellwände sind ziemlich gerade und treten am meisten hervor, wodurch ein etwas strahliger Bau dieses Gewebes entsteht. Die anderen Wände sind eigenthümlich zickzackförmig geknickt und von jeder Einknickung geht ein leistenförmiger Vorsprung der Membran ins Innere der Zelle, oft, und besonders an den Aussenwänden der

äusseren Schicht, ragen diese Vorsprünge, die Zahl der radial gerichteten Linien vermehrend, bis über die Mitte der Zelle in sie hinein; sie sind an ihrem inneren Ende etwas knopfförmig verdickt. Wenn man ein oder zwei solcher Zellen genau abzeichnet, macht man sich die Construction der Wände am besten klar. Bemerkenswerth sind auch die Harzgänge, von denen die zwei den Kanten zunächst verlaufenden immer vorhanden sind, eine kleinere oder grössere Zahl liegt dann noch auf der oberen, geraden und der unteren, gewölbten Seite. Die centrale Höhlung ist zunächst umgeben von einem Epithel aus ca. 8 dünnwandigen Zellen, und um diese liegt ein Kranz sehr dickwandiger Zellen mit weissglänzenden Wänden; diese Scheiden, für die Pinus-Nadeln charakteristisch, lassen die Harzgänge schon bei schwächerer Vergrösserung auffallend hervortreten. Ganz ähnliche Zellen, wie die Scheiden der Harzgänge sie besitzen, bilden eine ein- bis zweischichtige, hie und da unterbrochene, in den beiden Ecken besonders gut entwickelte Lage an der Peripherie, nämlich dicht unter dem ringsumgehenden einschichtigen Hypoderma, dessen Zellen ebenso gross, aber weniger dickwandig sind als die eben erwähnten. Die Epidermiszellen selbst sind so stark verdickt, dass nur ein punktförmiges Lumen übrig bleibt, und werden aussen von der deutlich unterscheidbaren Cuticula überzogen. Die Schliesszellen der Spaltöffnungen sind so tief unter die übrigen Epidermiszellen eingesenkt, dass sie gerade im Niveau des Hypodermas liegen und über ihnen ein grosser Vorhof bleibt. Man beachte die eigenthümliche Form dieser Schliesszellen und ihres Lumens sowie die spitzen Fortsätze, welche die Membranen auf der unteren Seite am Spalt bilden. Die Athemhöhle ist ziemlich gross und wird innen oft (im

Querschnitt) nur von einer Zelle begrenzt, die eine U-förmige Gestalt besitzt. Auch eine Spaltöffnung mit den angrenzenden Zellen der Epidermis und der subepidermalen Schichten wollen wir neben einer Zelle des Assimilationsgewebes und dem Uebersichtsbild noch zeichnen. Wir finden also das nadelförmige Blatt auch im Innern ganz anders gebaut als die flachen Blätter der Di- und Monokotyledonen entsprechend der ganz anderen äusseren Form.

**22. Präparat: Entwickelung der Spaltöffnungen und Nebenzellen.**

Von den dickfleischigen Blättern der *Echeveria metallica* (II, 21) lässt sich die Epidermis mit Leichtigkeit in grossen Lappen abziehen: man fasst sie mit der Pincette auf der Oberseite eines Blattstückes an, reisst sie los und legt sie in den Wassertropfen auf den Objectträger so, dass die Aussenseite nach oben gekehrt ist; vor dem Auflegen des Deckgläschens muss man die Haut gut im Wasser untertauchen, damit keine Luft anhaftet. Spaltöffnungen sind bei diesem Blatt auf der Oberseite in gleicher oder grösserer Anzahl als auf der Unterseite vorhanden, und zwar sowohl vollkommene mit zwei deutlichen Schliesszellen als auch unausgebildete. Wir zeichnen zunächst von letzteren eine so genau wie möglich nach und bestimmen dann an der Zeichnung, wie die Zellwände bei der Theilung nach einander entstanden sein müssen: die kürzesten Wände im Innern der Figur sind natürlich die jüngsten, denn die Wand, an die sich eine andere ansetzt, muss eher da sein als letztere; so können wir das Schema der Entwickelung daneben zeichnen und sehen, wie die Wände in einer fortlaufenden Spiralrichtung auf einander folgen. Darauf

zeichnen wir eine vollkommene Spaltöffnung mit ihren Nebenzellen und den benachbarten Epidermiszellen: hierbei lässt sich die Theilungsfolge der Zellen nicht so leicht verfolgen, weil durch die Vergrösserung der Schliesszellen nachträgliche Verschiebungen eingetreten sind. Wir werden auch Zustände finden, welche zeigen, dass das Schliesszellenpaar durch eine Halbirung der letzten im Innern herausgeschnittenen Zelle entsteht. Wir benutzen also dieses Präparat nicht nur, um das Vorkommen von Spaltöffnungen auf der Oberseite des Blattes und das Auftreten von Nebenzellen, die mit den Schliesszellen aus derselben Zelle entstanden sind, kennen zu lernen, sondern auch, um zu sehen, wie man aus der gegenseitigen Stellung der Wände auf die Entwickelungsfolge derselben schliessen, die Entwickelung aus der Zellenlage sozusagen ablesen kann.

**23. Präparat: Borsten- und Drüsenhaare.**

Wir machen nach derselben Methode wie bei *Helleborus* (Präp. 18) zarte Querschnitte durch das frische Blatt von *Salvia officinalis* (II, 23) und untersuchen an diesen nur die Epidermis und deren Haare. Es kommen vor: 1. Borstenhaare, die aus einer Reihe von 3—5 derbwandigen Zellen bestehen; die oberste Zelle ist zugespitzt, die unterste dagegen sitzt mit breiter Basis der Epidermis auf, und zwar so, dass zwei Epidermiszellen gerade unter dem Haar zusammenstossen. Diese beiden Zellen und das Haar selbst müssen also aus einer gemeinsamen Dermatogenzelle entstanden sein. 2. Köpfchenhaare, die aus einem annähernd kugeligen, durch eine Längswand halbirten, also zweizelligen Kopf, einem kurzen, einzelligen, cylindrischen Stiel und dem Fuss bestehen, der zwischen die übrigen Epidermiszellen eingesenkt ist

und aus dem die oberen Zellen hervorgewachsen sind. Neben diesen kommen, besonders an den Blattrippen, Köpfchenhaare vor, deren Stiel aus mehreren Zellen, deren Kopf dafür aber nur aus einer Zelle besteht. Die Zellen des Köpfchens enthalten ein dichtes Plasma mit deutlichem Zellkern. 3. Flache Drüsenhaare mit kurzem Stiel und breitem, gewölbtem Kopf, der aus einer Lage radial geordneter Zellen besteht; sie sehen einem kleinen, niedrigen Hutpilz ähnlich und sind oft unkenntlich durch das Secret, das von ihnen ausgeschieden wird.

**24. Präparat: Brennhaare.**

Da bei *Urtica canadensis* (II, 29) die Haare mit blossem Auge sichtbar sind, so machen wir an den Stellen des Blattes, Blattstiels oder Stengels, wo sie dichter stehen, einen kleinen Flächenschnitt, den wir sorgfältig, damit die Haare nicht zerbrechen, so in den Wassertropfen legen, dass die Haare oben sind. Durch das Deckgläschen werden sie zur Seite gedrückt und am Rande des Schnittes kommen sie dann frei, für die Untersuchung günstig, zu liegen. Die Brennhaare, neben denen auch einfache Borstenhaare vorkommen, sind einzellig und keulenförmig. Das dicke Ende der Keule liegt unten und ist in ein aus kleinen Zellen bestehendes Polster eingesenkt. Die mit starker Vergrösserung zu untersuchende Spitze ist bei intacten Haaren mit einem feinen Knöpfchen versehen, das leicht abbricht; wo dies geschehen ist, sehen wir das Haar, dessen Inneres sich dann wohl zum Theil mit Luft gefüllt hat, in eine schiefe Spitze endigen, die leicht in die Haut eindringen kann, wenn durch Berührung das Knöpfchen abgebrochen ist. Das Abbrechen wird herbeigeführt durch eine besonders dünne Membranstelle, die unter

dem Knöpfchen schief an der Spitze herumgeht, wovon man sich überzeugen kann, wenn man das Ende eines intacten Haares auf den optischen Durchschnitt einstellt.*) An diesen Haaren können wir ferner bei starker Vergrösserung beobachten: 1. die Streifung der Membran: beim Einstellen auf die Oberfläche des Haares sehen wir nämlich schräg zur Längsrichtung verlaufende feine Streifen dicht neben einander; 2. das Protoplasma: beim Einstellen auf das Innere des Haares sehen wir ein wandständiges Protoplasma, das etwa so dick wie die Membran ist, und quer oder schräg durch das Innere verlaufende Plasmastränge, in denen an der Verschiebung der Körnchen eine Strömung wie bei Präp. 3 wahrnehmbar ist.

**25. Präparat: Bau des typischen Monokotyledonen-Stammes und -Gefässbündels.**

Wir machen durch einen dünnen Stengel von *Iris* spec. (II, 25) Querschnitte genau senkrecht zur Längsachse: die Querschnitte, welche durch den ganzen Stengel gehen und dabei etwas dicker sein werden, benutzen wir zur Uebersicht bei schwacher Vergrösserung, die dünnsten, wenn sie auch nur einen Theil des Stengels enthalten, um den Bau der einzelnen Gewebe zu studiren. Zweckmässig ist es, einen Tropfen Jodlösung hinzuzufügen, wodurch die dickwandigen (verholzten) Zellen gelb werden, und einen Tropfen Glycerin, um den Schnitt durchsichtiger zu machen und das Verdunsten des Wassers zu verhindern. Bei schwacher Vergrösserung

*) Auf den optischen Durchschnitt einstellen, heisst das Mikroskop bei einem nicht durchschnittenen Object so einstellen, als ob man durch dieses einen Durchschnitt in der Mitte, hier also einen medianen Längsschnitt gemacht hätte.

sehen wir eine grosse Anzahl von Gefässbündeln auf dem Querschnitt verstreut, aber alle so orientirt, dass der dunkler erscheinende Holztheil nach dem Centrum gerichtet ist. Ferner sehen wir ziemlich nahe der Epidermis einen Ring von derberen Zellen, nämlich den Querschnitt eines Cylinders aus Faserzellen, der zur Aussteifung dient und also nach mechanischen Regeln in der Peripherie liegen muss. Darauf suchen wir uns noch die geeigneten Stellen aus, an denen wir den Bau der Gewebe bei stärkerer Vergrösserung untersuchen können.

Die Epidermis ist einfach, die Zellen rechteckig, die Wände aussen verdickt wie beim Blatt. Wir finden auch Spaltöffnungen mit grossen Athemhöhlen darunter und können hier wieder ihren Bau studiren. Unter der Epidermis liegen einige Schichten Assimilationsgewebe: etwas abgerundete Zellen mit vielen Chlorophyllkörnern. Nach innen zu werden die Zellen des Grundgewebes grösser. Gelegentlich treffen wir auch ein Gefässbündel, das noch vor dem Festigungsring liegt; es gehört zu denen, die zunächst in die Blätter ausbiegen. Der genannte Ring besteht aus sklerenchymatischen Zellen, für welche die polygonale Begrenzung, der feste Zusammenschluss und die gleichmässig starke Verdickung der Zellwände characteristisch sind. Beim Zeichnen achte man auf das richtige Grössenverhältniss in der Dicke des Ringes und in der Grösse seiner Zellen gegenüber der der aussen und innen angrenzenden dünnwandigen Zellen des Grundgewebes. Zwischen letzteren Zellen sehen wir deutlich die dreieckigen Intercellularräume, die durch Abrundung der Ecken an den Stellen, wo drei Zellen zusammenstossen, entstanden sind. Es genügt, wenn wir von diesen verschiedenen Geweben je ein paar Zellen zeichnen, um

uns ihre characteristischen Eigenschaften klar zu machen, aber ein Gefässbündel müssen wir möglichst vollständig und genau mit den umgebenden Zellen zeichnen, indem wir ein kleineres, in der Nähe des Ringes liegendes wählen. Von aussen her beginnt es mit einigen dickwandigen Zellen, die denen des Festigungsringes gleichen, dann folgt das dünnwandige Phloem, in dem besonders der Wechsel zwischen kleineren inhaltsreicheren und grösseren inhaltsarmen Zellen auffällt. Bei allen Zellen stossen die Wände in scharfen Winkeln zusammen, ohne Intercellularräume zu bilden, und sind dünn und weissglänzend. Im Holztheile fallen die Querschnitte der Holzgefässe durch derbere, dunklere Wände auf, die grösseren liegen in einem flachen Bogen, an den sich nach innen zu (d. i. vor der Wölbung des Bogens) noch mehrere Gefässe anlagern können. Zwischen diesen liegen auch dünnwandige Zellen (Holzparenchym) und solche bilden um das Bündel eine Art von Scheide, an welche die viel grösseren Zellen des Grundgewebes anstossen.

Um die körperliche Beschaffenheit der einzelnen Gewebebestandtheile kennen zu lernen, müssen wir den Querschnitt mit dem Längsschnitt vergleichen. Da letzterer die Gefässbündel so treffen soll, dass wir Holz und Bast sehen, so muss er in radialer Richtung des Stengels geführt werden: wir spalten deshalb diesen in der Mitte, wobei wir jetzt einen dickeren wählen, und machen von der Spaltfläche zarte Längsschnitte, die nicht über die ganze Fläche gehen. Wir sehen nun die Epidermiszellen sehr langgestreckt, die Zellen der äusseren Rinde und des inneren Grundgewebes länglichrechteckig, die Zellen des Festigungsringes faserförmig. Die Gefässbündel erkennen wir sofort an den Ring- und

Spiralgefässen (conf. Präp. 16) des Holzes: wir bemerken dabei, dass die Gefässe von innen nach aussen (d. h. nach der Rinde zu) immer weiter werden, ihre Spirale aber immer enger wird; je weiter innen nämlich die Gefässe liegen, um so früher sind sie entstanden und um so länger haben sie sich an der Streckung des Stengels betheiligt, wobei ihre Spiralen ausgedehnt wurden. Die Elemente des Phloems sind schwieriger zu unterscheiden, weil sie auch sehr langgestreckt und dabei dünnwandig sind; doch erkennen wir die Siebröhren an den hellglänzenden Calluspfropfen, die den Querscheidewänden aufliegen, die aber erst nachträglich entstanden sind; auch sehen wir daneben die schmäleren, inhaltsreicheren Zellen und wissen somit, dass die im Querschnitt gesehenen, weiteren Zellen des Phloems die Siebröhren gewesen sind.

**26. Präparat: Bau des Dikotyledonenstammes und -gefässbündels.**

Wir machen zarte Querschnitte durch die Blüthenstiele von *Ranunculus acer* (II, 26), und zwar durch die letzten, blüthentragenden Auszweigungen; wenn nöthig, werden die Stengel dabei zwischen Kork geklemmt. Auf dem Querschnitt sehen wir die Gefässbündel in einen Kreis angeordnet; ausserhalb desselben liegt die grüne Rinde, innerhalb das farblose Mark. Die Rinde und die mit Spaltöffnungen versehene Epidermis erinnern sehr an die homologen Gewebe bei *Iris* im vorigen Präparat. Auch das einzelne Gefässbündel ist, wie bei *Iris*, collateral gebaut und richtet seinen Holztheil, der an der dunkleren Färbung und den durchschnittenen Holzgefässen kenntlich ist, nach dem Centrum. Vor dem Phloem, dessen kleine Zellen hellglänzende Wände haben, liegt

auch hier eine Gruppe von dickwandigen Zellen. Zwischen Phloem und Xylem aber liegt eine Schicht kleiner, viereckiger, in kurze, radiale Reihen geordneter Zellen: das Cambium. Dasselbe ist hier freilich nicht als Zuwachszone thätig, weil diese Stengel kaum in die Dicke wachsen, wenigstens die Gefässbündel kaum durch sekundären Zuwachs vergrössert werden. Es genügt hier, das Querschnittsbild zu skizziren ohne Einzeichnung der Zellen.

**27. Präparat: Bicollaterale Gefässbündel und Siebröhren.**

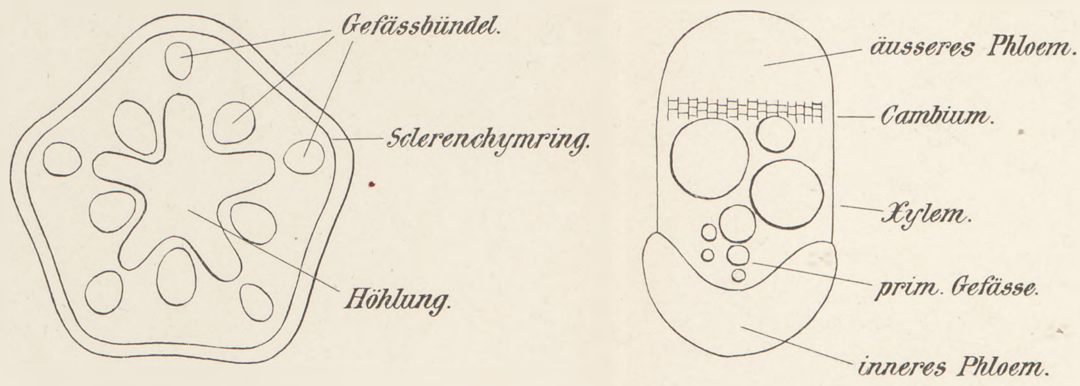
Schneiden wir den Stengel des Kürbis (II, 27) durch, so sehen wir schon mit blossem Auge die Gefässbündel, und zwar fünf kleinere unter den Vorsprüngen und fünf grössere, mit jenen abwechselnd, weiter innen, so dass diese gegen den den Stengel durchziehenden und dadurch fünfzackig werdenden Hohlraum vorspringen. Wir skizziren dieses Bild, eventuell mit Hülfe der Lupe, (Fig. 9, Tafel) und constatiren also zunächst, dass hier zwei Kreise von Gefässbündeln vorhanden sind. Bereits mit blossem Auge erkennen wir auch in den Gefässbündeln die Oeffnungen der Holzgefässe, welche beim Kürbis wie bei den meisten Schlingpflanzen sehr weit sind. Für die mikroskopische Untersuchung genügen Schnitte, welche nur einen Theil des Stengels, aber doch die ganze Dicke des Hohlcylinders umfassen. Sie zeigen wieder Epidermis, Assimilationsgewebe und in der Rinde einen Ring dickwandiger Zellen, ähnlich wie bei *Iris*. Genauer zu untersuchen ist das einzelne Gefässbündel. Der Holztheil ist durch die grossen Gefässe und die dunkeln Wände seiner Elemente sehr kenntlich; ausserhalb desselben liegt ein etwa halbkreisförmiger Phloemtheil und zwischen diesem und jenem eine hier sehr deut-

liche, obschon wenig thätige Cambiumschicht. Innerhalb des Holztheils liegt nochmals ein Phloemtheil, der jenen halbmondförmig umfasst, vor der Einbuchtung liegen die engeren, primären Holzgefässe. Das Bündel wird, weil auf beiden Seiten des Xylems, der äusseren und inneren, Phloem liegt, als bicollateral bezeichnet. Wir zeichnen von einem solchen Bündel den Umriss, die Grenzlinien zwischen Holz und Bast, deuten das Cambium, die grossen, secundären und die kleineren, primären Gefässe an (Fig. 9). In dem Phloem sind nun die Siebröhren aufzusuchen, resp. die im Querschnitt getroffenen horizontal stehenden Siebplatten; vielleicht müssen wir mehrere Querschnitte durchmustern, ehe wir sie finden. In einem geeigneten Präparat erscheint die Siebröhre als eine polygonale Zelle, in der wir gerade auf die Siebwand sehen, so dass die Oeffnungen in der Membran als etwas eckige Löcher sichtbar sind: eine solche zeichnen wir mit den nächstangrenzenden Zellen ab (Fig. 9). Dann machen wir einen Längsschnitt durch ein Gefässbündel in radialer Richtung, was leicht zu bewerkstelligen ist, da wir die Lage des Bündels mit blossem Auge gut unterscheiden können. Im mikroskopischen Bild fallen besonders die grossen Holzgefässe mit getüpfelten Wänden auf, einige Spiralgefässe, die von jenen nach innen zu liegen, können auch getroffen sein; auf beiden Seiten des Holzes sehen wir die Siebröhren, kenntlich an den hellglänzenden Querwänden, die wir bei stärkster Vergrösserung einstellen. Sie haben dabei ein etwas verschiedenes Aussehen: in den jüngeren Siebröhren erscheinen die Querwände im Längsschnitt als schmale Leisten, die deutlich von ziemlich grossen Poren durchsetzt sind, in den älteren Siebröhren dagegen sind die Platten gewissermaassen aufgequollen und da-

durch die Poren verengt, so dass sie nur noch als feine Striche zu erkennen sind. Der Siebplatte sitzt, meistens nur auf einer Seite, ein gelblicher, an der Platte fussartig verbreiterter Strang auf, der geronnene, schleimige Inhalt der Siebröhre, dessen Substanz auch die Poren selbst ausfüllt. Wir zeichnen auch hiervon einige characteristische Bilder (Fig. 9), denn besonders wegen des deutlichen Baues der grossen Siebröhren ist *Cucurbita* untersucht worden.

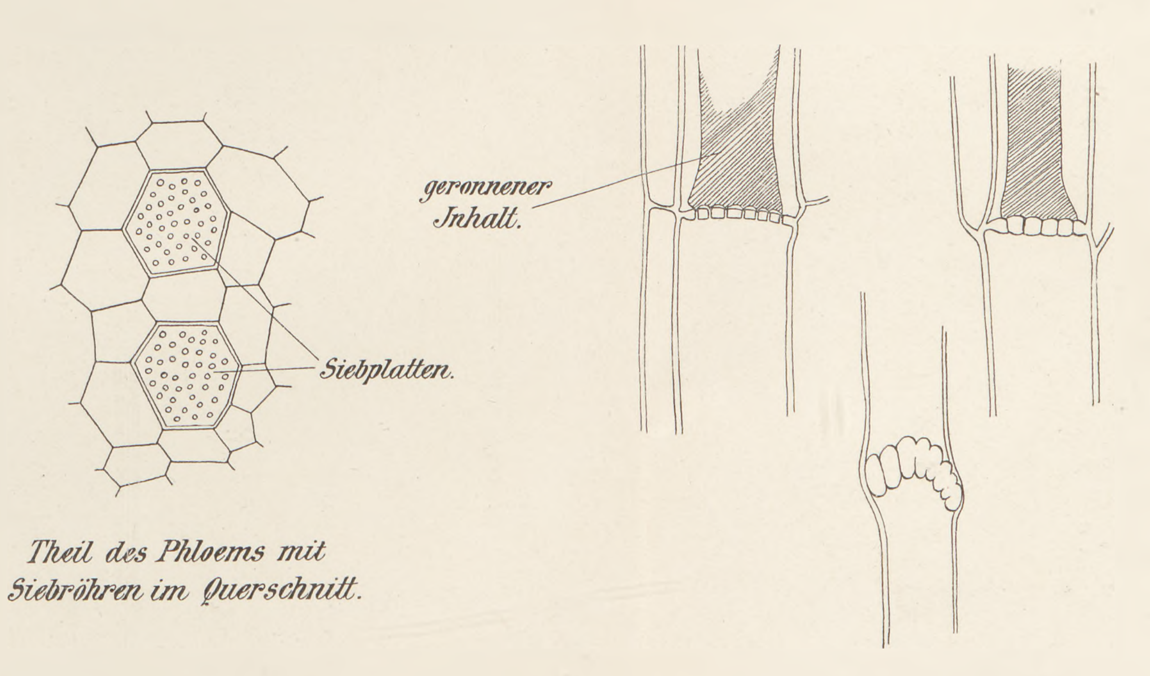
**28. Präparat: Concentrisches Gefässbündel bei Farnen.**

Wir machen einen Querschnitt durch das Rhizom von *Polypodium vulgare* (II, 28); da dasselbe knorrig und hin- und hergebogen ist, so müssen wir hier besonders darauf achten, dass wir senkrecht zur Längsachse an der betreffenden Stelle schneiden, damit die Gefässbündel auch gerade durchschnitten sind. Dieselben liegen, wie die Betrachtung bei schwacher Vergrösserung zeigt, in einem Ring unter der Rinde angeordnet. Wir suchen das Gefässbündel aus, welches am durchsichtigsten erscheint, und untersuchen es mit stärkerer Vergrösserung. In der Mitte enthält es eine Gruppe von derbwandigen Zellen mit gelblichen Wänden und ohne Inhalt: die den Xylemtheil bezeichnenden Holzgefässe; rings um dieselben liegen Zellen mit dünnen, farblosen Wänden und reichlichem, im Alkohol dunkel gefärbtem Inhalt: der Basttheil oder das Phloem. Eingefasst wird das concentrisch gebaute Bündel von den stark verdickten, gelbbraunen Wänden der grossen, umgebenden Zellen des Grundgewebes; in diesen Wänden sehen wir deutlich die Poren, welche zur Communication des Grundgewebes mit dem Leitstrang dienen. Innerhalb dieser gelbbraunen Umrahmung lässt sich noch eine Scheide




Querschnitt des Stengels mit 2 Kreisen von Gefässbündeln.

bicollaterales Gefässbündel.




Theil des Phloems mit Siebröhren im Querschnitt.

Siebröhren im Längsschnitt.

von flachen dünnwandigen Zellen erkennen, deren radial gestellte Wände in der Mitte etwas stärker verdickt erscheinen, die Endodermis, und innerhalb dieser wiederum eine Schicht mit weitlumigen, stärkeführenden Zellen, die sogen. Phloemscheide. Wir zeichnen das Bündel im Umriss und die Grenzen der Gewebe, aber so gross, dass wir an einzelnen Stellen einige Zellen der Gewebe einzeichnen können.

### 29. Präparat: Cambium und Interfascicularcambium.

Wir machen Querschnitte durch einen Zweig von *Aristolochia Sipho* (II, 29) unter Beachtung der für *Iris* (conf. Präp. 25) angegebenen Methode.*) Wie bei *Ranunculus* sehen wir die Gefässbündel in einen Kreis geordnet und collateral gebaut. Auffallend ist der starke sklerenchymatische Ring, der ausserhalb der Gefässbündel verläuft und dessen innerer Umriss vor jedem Bündel einen Bogen nach aussen bildet. Wir skizziren diese Verhältnisse und unterscheiden nun im Grundgewebe: Rinde, Mark und Markstrahlen. Jedes Gefässbündel hat eiförmigen Umriss mit nach innen gerichteter Spitze des Eies. Die äussere Grenze des Holztheils ist eine ziemlich gerade, der Tangente parallele Linie. Vor ihr sehen wir eine sehr deutliche Cambiumschicht: die viereckigen, tangentialgestreckten Zellen liegen in radialen, aber nicht in tangentialen Reihen, vielmehr alterniren die tangentialen Wände benachbarter radialer Reihen meistens deutlich mit einander. Aber die radialen Reihen des Cambiums lassen sich in den Xylem- und den Phloemtheil verfolgen, woran man die Entstehung beider aus dem in der Mitte liegenden

*) Hier empfiehlt sich eine einfache Färbung der Schnitte mit Fuchsin und Einlegen in Canadabalsam (conf. pag. 24).

Cambium erkennt; das Nähere über die Thätigkeit des Cambiums ist im Lehrbuch nachzusehen. In den Markstrahlzellen zwischen den Cambien von zwei benachbarten Gefässbündeln sehen wir die Anlage des Interfascicularcambiums durch das Auftreten tangentialer Wände in den radialgestreckten, abgerundeten Parenchymzellen. Stellenweise sehen wir deutlich eine solche Parenchymzelle durch eine tangentiale Wand in zwei Theile zerlegt und das giebt uns zugleich ein gutes Bild von der Entstehung der Zellen durch Theilung bei den Pflanzen überhaupt; wir sehen eine Mutterzelle in zwei Tochterzellen getheilt und stellenweise werden wir auch Zustände finden, in denen beide Tochterzellen wieder durch je eine der ersten parallele Wand getheilt sind: wir erhalten also eine radiale Reihe von vier Zellen und sehen, wie sich so das Markstrahl- oder Interfascicularcambium nachträglich aus den Markstrahlzellen bildet, aber immer so, dass es sich an das Cambium in den Gefässbündeln anschliesst. Derartige Stellen sind recht genau nachzuzeichnen.

Radiale Längsschnitte durch das Bündel werden uns wieder Gefässe, Siebröhren und die anderen Elemente von Holz und Bast zeigen, die genauen Umrisse der Cambiumzellen sind im Längsschnitt sehr schwer zu erkennen, wir sehen aber, dass sie langgestreckt, schmal, dünnwandig und reich an Inhalt sind. Ferner können wir mit dem ersten Querschnittsbild den Durchschnitt fingerdicker Aeste vergleichen, wobei für letztere die Betrachtung mit der Lupe genügt. Wir sehen, wie die Gefässbündel sich stark in radialer Richtung gestreckt und die primären Markstrahlen sich dementsprechend verlängert haben, wie die Bündel in der Cambiumzone viel breiter geworden und von secundären Markstrahlen

durchsetzt worden sind; die Cambiumzone ist natürlich viel weiter aussen gelegen als im jüngeren Zustand, da sie durch die Erzeugung des secundären Holzes, in dem sich auch die Jahresringe erkennen lassen, hinausgeschoben worden ist.

**30. Präparat: Normales Dickenwachsthum bei dicotylen Holzpflanzen.**

Wir benutzen die diesjährigen Triebe oder Stockausschläge vom Flieder (*Sambucus nigra* II, 30) und machen Querschnitte durch das Internodium unter dem obersten schon ziemlich ausgewachsenen Blattpaar. Die Zellen sind hier noch jung und klein, entsprechend der geringeren Länge und Dicke des Internodiums, denn die Verlängerung und Verdickung der nächstälteren Internodien kommt hauptsächlich durch Vergrösserung der einzelnen Zellen zu Stande, die secundäre Holzbildung trägt hier noch wenig zur Verdickung bei. Die Schnitte müssen sehr gerade und sehr dünn sein, und um sie noch durchsichtiger zu machen, legen wir sie einige Minuten in verdünnte Kalilauge, die den Zelleninhalt zur Verquellung oder Lösung bringt. Die Kalilauge lässt man dann wieder ablaufen und spült mit einigen Tropfen Wasser nach. Bei schwacher Vergrösserung unterscheiden wir Mark und Rinde, getrennt durch einen geschlossenen Cambiumring; diesem liegen auf der Innenseite einzelne halbmondförmige Gruppen von Holzgefässen an und ihnen gegenüber, auf der Aussenseite, in die Rinde vorspringende Phloemgruppen. Dies sind die primären Holz- und Basttheile der Blattspurstränge, d. h. sie werden im Stamm zuerst angelegt im Anschluss an die aus den Blättern in ihn eintretenden Gefässbündel. Die ringsumgehende Cambiumzone entsteht schon dicht

unter dem Vegetationspunkt, indem an dieser Stelle die Zellen klein und meristematisch bleiben; sie theilen sich hier vornehmlich durch tangentiale Wände und erhalten dadurch den Charakter eines Cambiums: später nämlich wandeln sich die äusseren Zellen in Phloem, die inneren in Xylem um, während die Zellen in der Mitte fortfahren, sich tangential zu theilen, wie sich im nächsten Schnitt zeigen wird. Hier sei jetzt noch die Rinde betrachtet, in der an den vorspringenden Stellen des Stammes grössere Collenchymgruppen unter der Epidermis ausgebildet sind; das übrige ist dünnwandiges Rindenparenchym. Wir skizziren den ganzen Querschnitt und zeichnen genauer nur ein Stück des Cambiumringes nebst primären Holz- und Bastteilen.

Darauf machen wir Querschnitte durch das unterste oder das über dem untersten stehende Internodium des diesjährigen Triebes, da wo die Rinde äusserlich schon eine graue Farbe angenommen hat und der Stamm fest und holzig geworden ist. Gute vollständige Querschnitte lassen sich beim Schneiden mit der Hand nicht gewinnen, es genügt aber auch, wenn wir ein Segment abschneiden, das bis ins Mark reicht. Wir sehen jetzt an Stelle der durchgehenden Cambiumschicht einen ziemlich breiten Ring von secundärem Holze, vor diesem natürlich noch das Cambium und das secundäre Phloem. Die primären Holztheile sind innerhalb des Holzringes unverändert geblieben. Ihnen gegenüber finden wir die nach aussen geschobenen primären Phloemtheile vor dem secundären Phloem, gekennzeichnet durch kleine Gruppen dickwandiger Zellen dicht unter der primären Rinde, durch Bastfaserzellen. In dem Xylem fallen die secundären Markstrahlen als radial verlaufende, dunkle Streifen auf und die Holzgefässe als grössere Oeffnungen zwischen

den engen Holzfaser- und Holzparenchymzellen. Die Zellen des Markes, die abgestorben sind, sehen wir von Luftblasen erfüllt, daher äusserlich das Mark eine weisse Farbe zeigt. Mit starker Vergrösserung untersuchen wir jetzt die Cambiumzone, zeichnen eine Stelle möglichst genau und beachten folgendes. Die Reihen des Cambiums lassen sich verfolgen sowohl nach innen in die Reihen der Holzelemente, als auch nach aussen in die der Bastelemente, hier aber nicht so weit und so deutlich wie dort. Wo ein Holzgefäss dicht am Cambium liegt, sehen wir, wie auch dieses aus einer Zelle der cambialen Reihe durch Verbreiterung entstanden ist; ferner sehen wir, dass auch die Markstrahlen des Holzes, die theils eine, theils zwei Zellen breit sind und danach einreihig oder zweireihig genannt werden, sich in die Cambiumzone und durch diese in das Phloem verfolgen lassen, somit also auch vom Cambium aus nach beiden Seiten wachsen; sie erscheinen dunkler besonders des Inhalts wegen, den ihre Zellen führen.

Wenden wir uns nach auswärts zur primären Rinde, so finden wir deren Zellen deutlich in tangentialer Richtung gestreckt, entsprechend dem Zug, der durch die Vergrösserung der inneren Theile auf die Rinde ausgeübt wird; zur Vergleichung möge man den früheren Schnitt noch einmal betrachten.

Zwischen Rinde und Epidermis ist jetzt die Korkschicht eingeschaltet, welche deutlich aus radialen Zellenreihen besteht. Da die Epidermiszellen nicht in denselben Reihen liegen, so ergiebt sich daraus, dass sie nicht an der Korkbildung betheiligt sind, sondern dass immer die äusserste Rindenzelle durch wiederholte tangentiale Fächerung die ganze Reihe geliefert haben muss. In jeder Reihe sehen wir die äusseren Zellen weit und

inhaltslos, das sind die ausgebildeten Korkzellen; die inneren Zellen sind eng und führen Protoplasma und Chlorophyll: hier finden die Theilungen statt und die zweite oder dritte Zelle von innen aus ist als das eigentliche Korkcambium oder Phellogen anzusehen. Gelegentlich werden wir auch eines der Korkwärzchen (eine Lenticelle) durchschnitten haben, deren Entstehung und allmähliche Vergrösserung sich schon bei äusserlicher Betrachtung des Triebes und Vergleichung der jüngeren mit den älteren Internodien sehr gut wahrnehmen lässt.

**31. Präparat: Jahresringbildung.**

Da zur Beobachtung der Jahresringe *Sambucus* weniger geeignet ist, nehmen wir Tannenholz (II, 31) und machen an beliebiger Stelle einen Querschnitt, nachdem wir die Schnittfläche angefeuchtet haben; wenn wir den Schnitt nicht sehr dünn machen, bekommen wir leichter einen grösseren, der sich über mehrere Jahresringe erstreckt. Wir sehen diese schon mit schwacher Vergrösserung deutlich, und beobachten und zeichnen, wie der Ring innen mit weitlumigen, dünnwandigen Zellen beginnt und die Zellen nach aussen zu allmählich immer enger und dickwandiger werden, wie also das Frühjahrsholz ins Herbstholz übergeht. An das dichte Herbstholz setzt sich aber plötzlich wieder das weitmaschige Frühjahrsholz des nächsten Jahres an. Die radialen Reihen werden hier kaum gestört, weil bei den Coniferen das secundäre Holz keine Gefässe hat und ganz aus Tracheiden (also Faserzellen) besteht, abgesehen von den auch hier zu beobachtenden, meist einreihigen Markstrahlen, deren Zellen auf dem Querschnitt radial gestreckt sind und ähnliche Veränderungen beim Uebergang vom Frühjahrs- zum Herbstholz zeigen wie die Tracheiden.

**32. Präparat: Bau des Coniferenholzes; die secundären Markstrahlen im Längsschnitt.**

An demselben Tannenholz wie im vorigen Präparat machen wir einen Längsschnitt senkrecht gegen den Verlauf der Jahresringe, also in radialer Richtung und parallel dem Faserverlauf. Wir sehen nun die vorher im Querschnitt viereckig erscheinenden Holzzellen als langgestreckte Fasern (Tracheiden), auf deren Wänden wir die sogen. behöften Poren in Gestalt von Kreisen mit einem Loch in der Mitte beobachten können. Sie stehen also auf den radialen Wänden und sind folgendermaassen gebaut: die primäre Membran bleibt im Umfang des grossen Kreises unverdickt, die secundäre Membran wölbt sich rings um diese Stelle nach dem Mittelpunkt des Kreises zu, wo der Porus bleibt, vor, und zwar auf beiden Seiten der primären Membran, so dass eine Figur entsteht, etwa als ob man zwei gleichgrosse in der Mitte durchbohrte Uhrgläser mit den concaven Seiten gegeneinander drückt und zwischen ihnen ein Papier, als primäre Membran, ausspannt. Man denke sich, wie der Durchschnitt durch diesen Körper ausfallen muss und wird ein entsprechendes Bild auf den radialen Wänden des Querschnittes (Präp. 31) hie und da an günstigen Stellen erkennen.

Was die secundären Markstrahlen betrifft, so gehen sie als breitere oder schmälere Bänder quer über die Tracheiden hinweg; wenn die Bänder kurz abgebrochen erscheinen, so ist der Schnitt etwas schief zu der Richtung der Markstrahlen gegangen. Jedes Band besteht aus mehreren übereinander liegenden Reihen von Zellen, die in der Richtung des Markstrahles gestreckt sind, und erinnert dadurch an eine Mauer aus Backsteinen. Der secundäre Markstrahl ist also niedrig (während die

primären durch das ganze Internodium durchgehen) und zwar so hoch, wie die Cambiumzelle, aus der er durch Fächerung entstanden ist; im Uebrigen ist die Erklärung ihrer Entstehung, Form und Bedeutung im Lehrbuch nachzusehen. Doch ist es erforderlich, noch einen tangentialen Längsschnitt zu machen, also parallel den Jahresringen, aber in der Faserrichtung, um die Markstrahlen von der Stirnseite zu sehen; sie erscheinen dann als eine einfache Reihe von Zellen, die sich oben und unten zwischen die Tracheiden einkeilt, so hoch wie das Band, das wir im radialen Längsschnitt sehen, so breit wie der Markstrahl im Querschnitt.

### 33. Präparat: Bau der Wurzel bei Monocotyledonen.

Wir machen einen Querschnitt durch die Wurzel einer *Iris* (II, 33). Schon bei schwacher Vergrösserung sehen wir, dass hier nur ein Strang in der Mitte vorhanden ist, umgeben von einer grossen parenchymatischen Rinde, so dass wir nur drei Hauptgewebe zu unterscheiden haben: Epidermis, Rinde, Gefässbündel. Die genauere Untersuchung derselben wird erleichtert, wenn wir mit Jod die verholzten Zellwände färben und den Schnitt zur Aufhellung in Glycerin legen.

An der einschichtigen Epidermis bemerken wir noch einzelne, bereits abgestorbene Wurzelhaare, deren schlauchförmiger Theil weder von dem unteren Abschnitt durch eine Querwand abgegliedert ist noch überhaupt Querwände aufweist. Die äussersten Rindenschichten bestehen aus fest verbundenen polygonalen Zellen, deren Wände sich gelb färben und in denen tangentiale Wände als Anfang der Korkbildung auftreten. Der grösste Theil der Rinde besteht aus abgerundeten Zellen mit ungefärbten Wänden, nur die innerste Rindenschicht ist be-

sonders ausgebildet zu der sogen. Schutzscheide oder Endodermis, die eine das Gefässbündel rings umschliessende Zellenlage bildet. Ihre einzelnen Zellen sind etwas radial gestreckt und die radialen und inneren Wände sind stark verdickt, so dass die Verdickungsmasse etwa die Gestalt eines U besitzt. Unter dieser Schutzscheide liegt als äusserste Schicht des Centralstranges eine Lage dünnwandiger Zellen, das Pericambium. Innerhalb desselben liegen nun im Kreise herum immer abwechselnd Xylem- und Phloemgruppen, die als solche sofort aus der Aehnlichkeit mit den entsprechenden Theilen im Gefässbündel des Stammes zu erkennen sind. Die Zahl der Xylem-, und also auch der Phloemtheile beträgt mindestens zehn: das Gefässbündel ist polyarch gebaut, wie es bei den Monocotyledonen die Regel ist. Im Xylem liegen die kleinsten Gefässe am weitesten aussen und vor diesen finden wir hie und da in der Schutzscheide eine Zelle ohne Verdickung, eine sogen. Durchlasszelle, welche, wie ein Tüpfel in einer verdickten Membran, die Communication zwischen Holz und Rinde vermittelt. Nach innen zu stossen die äusseren Xylemtheile auf eine Gruppe dickwandiger, verholzter Zellen, die die Mitte einnimmt und ebenfalls als Holz aufzufassen ist, so dass dieses also einen vielstrahligen Stern bildet. Zwischen den Strahlen liegen die isolirten Phloemgruppen, deren Zellen ein wenig collenchymatisch verdickte, stark glänzende Wände haben. Wenn wir eine solche Phloemgruppe, die sie einschliessenden Xylemtheile, das davorliegende Pericambium, Schutzscheide und einige Rindenzellen genauer zeichnen, so haben wir damit die wichtigsten Theile dargestellt und brauchen von dem ganzen Querschnitt nur eine schematische Uebersicht zu geben. Um aber zu sehen, welche

Gestalt die Zellen der verschiedenen Gewebe besitzen, müssen wir auch einen Längsschnitt herstellen, und zwar muss er durch die Achse der Wurzel gehen; doch können wir nicht bestimmen, was wir auf der einen oder auf beiden Seiten treffen wollen, ob Xylem oder Phloem: wir können uns dies an der verschiedenen Lage des Durchmessers des Kreises, den das Gefässbündel im Querschnitt bildet, klar machen. Zur Herstellung des Längsschnitts spalten wir zunächst ein etwa 1 cm langes Stück der Wurzel mit dem Scalpell so, dass an dem einen Stück der grössere Theil des Centralstranges bleibt; dieses Stück fassen wir zwischen die drei ersten Finger der linken Hand und tragen mit dem Rasirmesser dünne Schnitte ab, indem wir es mit der Schneide parallel der Längsrichtung der Wurzel hindurchziehen. Die Elemente der Rinde sind alle ziemlich langgestreckt, besonders die Zellen der Schutzscheide, die sich durch ihre dicken Wände leicht erkennen lassen; die Querstreifen auf denselben entstehen durch die ungleiche Stärke der Verdickung der radialen Wände in der Längsrichtung. Die Pericambiumzellen sind auch in die Länge gestreckt, aber nicht so stark wie die Schutzscheidezellen. Wir sehen dann im Innern Holzzellen und Holzgefässe und, wenn der Schnitt es getroffen hat, auch das Phloem mit langgestreckten, dünnwandigen Zellen und Siebröhren. Besonders zu bemerken ist, dass die Ring- und Spiralgefässe dicht unter dem Pericambium liegen, weil hier die ersten Gefässe entstehen, und dass die Tüpfelgefässe die weiter innen liegenden sind.

### 34. Präparat: Bau der Wurzel bei Dicotyledonen.

Wir benutzen zum Querschnitt die Wurzeln von *Ranunculus repens* und zwar die nicht zu alten, ca.

1—2 mm dicken. Wenn das Schneiden in freier Hand zu schwierig ist, kann man die Wurzel zwischen Korkstückchen legen; jedenfalls muss der Schnitt auch hier sehr dünn und gerade sein. Er bietet bei schwacher Vergrösserung ein ähnliches Bild wie der von *Iris;* Färbung mit Jod und Einlegen in Glycerin ist auch hier zu empfehlen: dann erscheint die Rinde schwarzblau von den zahlreichen in ihren Zellen enthaltenen Stärkekörnern, das Gefässbündel in der Mitte gelblich. Stärkere Vergrösserung zeigt Folgendes: Die Rinde wird hier nach aussen durch eine Lage von Zellen abgegrenzt, die eine Art äusserer Schutzscheide (Ectodermis) darstellt und dicht unter der Epidermis liegt. Die Zellen schliessen seitlich fest aneinander, sind stärkefrei und haben verholzte Wände; nach innen grenzt sich diese Lage ziemlich glatt ab, nach aussen springen die Zellen mit spitzen Winkeln vor, zwischen welche sich die nach aussen gewölbten Epidermiszellen einkeilen. Nachdem wir ein Stückchen dieser Schichten gezeichnet haben, suchen wir die eigentliche Schutzscheide (Endodermis) auf, die hier anders als bei *Iris* gebaut ist. Die Zellen sind tangential gestreckt und haben bei älteren Wurzeln meistens ringsum verdickte Wände; bei jüngeren Wurzeln erscheinen die radialen Wände in der Mitte knopfartig verdickt: dies sind die sogen. Caspary'schen Punkte, deren Erklärung im Lehrbuch nachzusehen ist. Innerhalb der Schutzscheide treffen wir wieder das Pericambium. Das Gefässbündel hat hier meistens nur vier Holzstrahlen und vier Phloemtheile, ist also, wie bei den meisten Dicotyledonen, oligarch gebaut. Auch im Centrum treten weite Holzgefässe auf, so dass der Holzkörper auf dem Querschnitt deutlich einen vierstrahligen Stern darstellt; seltener ist der Stern fünf- oder nur dreistrahlig.

Bei etwas älteren Wurzeln sehen wir in den Buchten des Holzsterns innen um das Phloem eine differencirte Schicht von Zellen und bei genauer Prüfung erkennen wir, dass hier in den Zellen Theilungswände aufgetreten sind, welche sich parallel der Buchtlinien hinziehen: es ist dies die Anlage des Cambiums, mit der bei den Dicotyledonen das im nächsten Präparat zu beobachtende secundäre Dickenwachsthum eingeleitet wird.

Der Längsschnitt, bei dem geringen Durchmesser der Wurzel schwierig herzustellen, braucht hier nicht gemacht zu werden, wir können die bei *Iris* an ihm gemachten Beobachtungen auf *Ranunculus* übertragen.

**35. Präparat: Dickenwachsthum der Wurzel.**

Wir machen Querschnitte durch die ca. 5 mm dicken Wurzeln von *Sonchus palustris* (II, 35). Wenn das Material in Alkohol conservirt war, hat sich, da die Pflanze zu den Compositen gehört, in den Wurzeln viel Inulin ausgeschieden (conf. Präp. 11); um diese störenden Massen zu entfernen, erwärmen wir die Schnitte kurze Zeit in Wasser auf dem Objectträger (mit einem brennenden Streichholz oder einer Spiritusflamme) oder behandeln sie mit etwas Kalilauge, die dann wieder ausgewaschen wird, von Zeit zu Zeit prüfen wir dabei mit schwacher Vergrösserung, ob alles Inulin verschwunden ist. Wir sehen nun schon, dass die Wurzel im Innern einen deutlich strahligen Bau besitzt und aussen durch eine Korkschicht begrenzt wird. Die Betrachtung der einzelnen Theile mit stärkerer Vergrösserung beginnen wir von der Mitte aus und suchen hier den primären Holzkörper auf, der gewöhnlich einen vierstrahligen Stern darstellt. Jeder Strahl wird von einer Reihe von (4—5) Gefässen gebildet, die von innen nach aussen an

Grösse rasch abnehmen, und ist an dieser Figur kenntlich; gewöhnlich nämlich stossen diese vier Reihen nicht mehr in der Mitte zusammen, sondern sind durch nachträgliche Theilungen im Parenchym auseinandergerückt und dann nicht so leicht zusammen zu finden, besonders auch weil sich direct an dieses primäre Holz die Gefässe und Zellen des secundären anschliessen. Dasselbe entsteht bekanntlich zuerst in den Buchten des Holzsterns, innerhalb des hier auftretenden Cambiums (conf. Präp. 34). Letzteres hat sich im vorliegenden Präparat schon weit von innen entfernt und zu einem Kreise ausgedehnt. Das secundäre Holz besteht wesentlich aus dünnwandigen Holzparenchymzellen, die radiale Reihen bilden, und aus radial gestreckten Gefässgruppen. Wo diese aussen aufhören, da finden wir das Cambium, das hier nicht so viele Schichten zeigt, wie etwa das von *Aristolochia.* Im Phloem liegt auch meistens Parenchym dem Holzparenchym gegenüber, den Holzgefässgruppen aber entsprechen radial gestreckte Gruppen kleinzelligen Gewebes, die zahlreiche Milchröhren enthalten; dieselben sind bei Alkoholmaterial durch ihren dunkelen, geronnenen Inhalt besonders auffallend. Soweit sich diese Gruppen erstrecken, geht auch das secundäre Phloem; die primären Phloemgruppen, die ursprünglich zwischen den vier Strahlen des primären Holzsterns gelegen haben, aber durch die Erzeugnisse des Cambiums hinausgeschoben sind und nun ausserhalb des secundären Phloems liegen, grenzen sich nicht mehr deutlich ab. Wir sehen also, dass das secundäre Dickenwachsthum in der Wurzel ganz ähnlich vor sich geht wie im Stamm, die Unterschiede liegen in der Anlage des Cambiums, ferner darin, dass beim Stamm in der Mitte Mark, bei der Wurzel das primäre Holz liegt, und drittens in der geringeren

Festigkeit des secundären Holzes bei der Wurzel, entsprechend den verschiedenen mechanischen Anforderungen, die an den Stamm und die Wurzel gestellt werden.

**36. Präparat: Vegetationspunkt der Wurzel.**

Wir suchen an einer Topfpflanze, z. B. von *Cordyline* (II, 36) gute glatte Wurzelspitzen aus und schneiden sie etwa 4 mm hinter der Spitze ab. Dieses Endstückchen (*w*) fassen wir zwischen Daumen und Zeigefinger der linken Hand (*d* und *z* in Fig. 10), die Spitze nach dem Innern der Hand zu gerichtet, und suchen nun mit dem Rasirmesser einen dünnen Längsschnitt zu

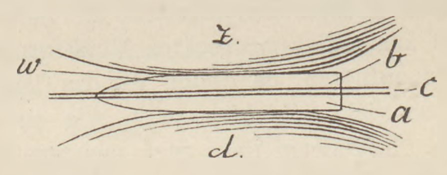



Fig. 10. Das Endstück einer Wurzel *w* zwischen Daumen, *d*, und Zeigefinger, *z*, der linken Hand. Weitere Erklärung im Text.

machen, der gerade die Medianebene enthält, indem wir zuerst dicht neben derselben vorbeischneiden, so dass das Stück *a* (Fig. 10) wegfällt, dann nochmals auf der anderen Seite daneben, so dass *b* wegfällt und *c* als mikroskopisch dünner Schnitt übrig bleibt; das Messer wird dabei von oben nach unten zwischen Daumen und Zeigefinger durchgeführt. Nach einigen Versuchen wird es gelingen, einen solchen Schnitt herzustellen: man erkennt seine Brauchbarkeit schon mit schwacher Vergrösserung daran, dass er im Umriss dieselbe Form hat wie die intacte Wurzelspitze und dass im Innern des Schnittes zwei breite, schwärzliche Streifen einen hellen Mittelstreifen einfassen und sich nach der Mittellinie zu an

der Spitze verschmälern. Der Schnitt wird in verdünnter Kalilauge durchsichtig gemacht, mit Wasser ausgewaschen und darin untersucht, ohne Zusatz von Glycerin.*) Wir betrachten ihn am besten bei mittlerer Vergrösserung und unterscheiden zunächst die Wurzelhaube, die als ziemlich spitzer Kegel dem flach gewölbten Ende der eigentlichen Wurzel aufsitzt und nach oben in zwei schmale Zipfel (im Längsschnitt gesehen) ausläuft. Die äusseren Zellen der Wurzelhaube sind grösser und abgerundet, die innersten klein und dicht zusammenschliessend, hier liegen die Initialen für die Calyptra, das Calyptrogen, in cambiumähnlichen Reihen. In der eigentlichen Wurzel sehen wir das Plerom als den mittleren Strang, der auch dicht unter dem Calyptrogen mit flacher Wölbung endigt, und bemerken in ihm breitere Zellenreihen mit hellerem Inhalt: es sind die Anlagen der Holzgefässe, denn aus dem Plerom entsteht das centrale Gefässbündel. Zu beiden Seiten des Pleroms liegt das Periblem, zwischen dessen Zellenreihen lange, mit Luft erfüllte und deswegen schwarz erscheinende Spalten auftreten; aus ihm entsteht die Rinde. Die junge Epidermis oder das Dermatogen ist deutlich an der Seite der Wurzel zu sehen; im oberen Theil die äusserste Schicht bildend, weiter unten von der Calyptra bedeckt, wird es nach der Spitze zu undeutlich, denn es differencirt sich aus denselben Initialen wie das Periblem. Dieser Fall ist bei den Monocotyledonen besonders häufig; welche anderen Anordnungen im Vegetationspunkte der Wurzel noch auftreten, wolle man im Lehrbuch (z. B. in de Bary's vergleichender Anatomie

---

*) Man betrachte ihn auch von beiden Seiten, indem man ihn umdreht, damit man die der Medianebene am nächsten liegende Seite oben hat.

pag. 10 ff.) nachlesen. Hier also haben wir drei Initialgruppen: eine für die Calyptra (Calyptrogen), eine für das Plerom und eine gemeinsame für Periblem und Dermatogen. Zu bemerken ist noch die Beschaffenheit des Initialgewebes, nämlich dass die Zellen klein und dicht mit Protoplasma erfüllt sind, dass sie einen relativ grossen Zellkern und dünne Wände haben, zwischen denen kaum Intercellularen auftreten; nach den älteren Theilen zu sehen wir die Zellen grösser und reicher an Vacuolen, die Intercellularen auch grösser und häufiger werden.

**37. Präparat: Entstehung der Seitenwurzeln.**

Wir machen Querschnitte durch die Wurzeln von *Typha* unterhalb der Stelle, an welcher die jüngsten Seitenwurzeln hervortreten (II, 37). Zum besseren Schneiden kann man die Wurzel zwischen Stückchen von Hollundermark legen, das man hier besser statt des zu harten Korkes anwendet. Es ist nothwendig, gleich eine grössere Serie von Querschnitten anzufertigen, um diejenigen auszusuchen, in denen Seitenwurzeln getroffen sind. Um sie aufzuhellen, behandelt man die Schnitte, wie im vorigen Präparat angegeben ist. Vielleicht haben wir einen Zustand gefunden, in dem die Spitze der Seitenwurzel gerade die Oberfläche des Querschnittes erreicht. Vor allen Dingen sehen wir, dass sie endogen entsteht, nämlich an der Peripherie des Gefässbündels, und die Rinde durchbricht. An günstigen Stellen lässt sich erkennen, dass die Achse der Seitenwurzel gerade von einem Xylemstrahl des Gefässbündels der Hauptwurzel ausgeht und dass sich die Holzelemente der ersteren an die Holzgefässe der letzteren ansetzen. Wir sehen ferner, wie an der Grenze der Seitenwurzel das Pericambium

sich theilt und sich in dieselbe hinein verfolgen lässt, als Zeichen, dass aus ihm die Seitenwurzel entstanden ist, wie dagegen die Schutzscheide an deren Ursprungsstelle beiderseits aufhört, d. h. gesprengt und durchbrochen ist, ebenso wie die übrige Rinde. An der Spitze der Seitenwurzel sehen wir deutlich die Schichten der Wurzelhaube, unter der die Wurzelspitze selbst etwas verschmälert wird; wir können also hier nochmals den Vegetationspunkt im Längsschnitt beobachten. — Nicht selten treffen wir auf einem Querschnitt zwei Nebenwurzeln, die dann aber nicht gleichartig durchschnitten sind, weil sie nicht genau in gleichem Niveau entspringen. Wollen wir die jüngeren Zustände der Nebenwurzeln untersuchen, so müssen wir natürlich immer weiter nach der Wurzelspitze zu zahlreiche Querschnitte machen.

**38. Präparat: Vegetationspunkt des Stammes mit schlanker Spitze.**

Solche Vegetationspunkte finden sich besonders bei manchen Wasserpflanzen, von denen *Elodea* zur Untersuchung sehr geeignet ist, da wir bei ihr keine Schnitte zu machen brauchen, sondern nur die Stammspitze frei präpariren. Zu diesem Zwecke schneiden wir die Endknospe ab, befreien sie mit der Pincette möglichst von Blättern und entfernen die letzten Blätter mit den Nadeln, während wir das Object in einem Tropfen Wasser auf dem Objectträger liegen haben. Wir benutzen dabei eine Handlupe oder noch besser eine Lupe, die an einem Stativ befestigt ist, oder ein sogen. Präparirmikroskop, wenn es uns zur Verfügung steht. Bald sieht man beim Entfernen weiterer Blätter aus der Endknospe eine farblose Spitze hervorragen, die man sich hüten muss mit der Nadel zu berühren, um sie nicht zu verletzen, denn

es gilt, diese Spitze so weit wie möglich nach unten hin freizulegen. Das ca. 1 mm lange oberste Stück trennen wir dann ab und bedecken es vorsichtig mit dem Deckgläschen, unter das wir noch einige Blatt- oder Stengelstückchen legen, damit der zarte Vegetationspunkt vor Druck geschützt wird. Schon bei schwacher Vergrösserung sehen wir deutlich die Stammspitze in der Gestalt eines stumpfen Kegels und die nach unten zu immer grösser werdenden Blattanlagen. Diese stehen so dicht, dass sie sich berühren, woraus zu erkennen ist, dass die Streckung der Internodien erst mit der Ausgestaltung der Blätter beginnt. Bei stärkerer Vergrösserung können wir auch ohne weitere Präparation die Zellenanordnung am Scheitel des Vegetationskegels erkennen, wenn wir das Mikroskop auf den optischen Durchschnitt des Präparates einstellen, d. h. auf die Ebene, in der ein durch die Achse parallel dem Deckgläschen geführter Längsschnitt liegen würde. Die richtige Einstellung ist diejenige, bei welcher der Scheitel die stärkste Wölbung zeigt. Jetzt sieht man deutlich das Dermatogen als äusserste Zellenlage den Scheitel überziehen, unter ihm etwa noch drei Lagen ähnlicher Zellen, das Periblem, und in der Mitte schmälere Zellen, die einen oben in eine Zelle ausgehenden Mittelstrang, das Plerom, bilden. Dieses wird hier zu dem einen centralen Gefässbündel, von dessen Existenz und einfachem Bau wir uns durch einen Querschnitt im unteren Theil des Stengels leicht überzeugen können. Ferner ist auf die Blattanlagen zu achten und sind die jüngsten und die älteren an der Seite liegenden ebenfalls im optischen Längsschnitt zu untersuchen. Bei jenen sieht man, dass sie sich aus dem Dermatogen entwickeln, bei diesen, dass Dermatogen und Periblem vom Stamm continuirlich

in die Blattanlage übergeht, dass also die Anlage der Seitenorgane am Stamm, im Gegensatz zur Wurzel, exogen erfolgt. Zwei Zeichnungen werden genügen, um die beobachteten Eigenschaften auszudrücken: eine Umrisszeichnung der ganzen Endknospe bei schwacher Vergrösserung und eine Zeichnung des optischen Längsschnittes von dem Scheitel und der Anlage der jüngsten Blätter mit Angabe der Zellenanordnung.

**39. Präparat: Vegetationspunkt des Stammes bei einer holzigen Landpflanze.**

Um Längsschnitte durch die in der Achsel der Blätter sitzenden Winterknospen von *Syringa* (II, 39) zu erhalten, schneiden wir uns zunächst ein Stück des Zweiges zurecht, wie es Fig. 11 A zeigt. Der Längsschnitt soll nun in einer in der punktirten Linie senkrecht auf dem Papier stehenden Ebene geführt werden. Dazu schneiden wir den links unten von der nicht punktirten Linie befindlichen Theil mit dem Scalpell weg; so können wir den übrigen Theil in der Stellung, welche Fig. 11 B zeigt, bequem zwischen die Finger der linken Hand nehmen und nun successive Längsschnitte von der Schnittfläche aus machen, immer der punktirten Linie parallel, bis wir über diese hinaus sind. Diese Schnitte legen wir zunächst alle in Wasser auf den Objectträger und suchen mit schwacher Vergrösserung denjenigen heraus, welcher den Stammscheitel enthält. Er ist daran kenntlich, dass das Stammende, tief in der Knospe gelegen, durch eine flachgewölbte Linie abgegrenzt ist und darüber eine kleine dreieckige Lücke erscheint: die aufgerichteten Seiten des Dreiecks werden von der inneren Begrenzung der jungen, über dem Stammscheitel zusammenschliessenden Blättchen gebildet. Durch Be-

handlung mit Kalilauge, die nachher wieder ausgewaschen wird, klärt sich das Bild bedeutend auf, so dass wir auch bei stärkerer Vergrösserung die Zellen am Stammscheitel erkennen. In dem kleinzelligen Meristem grenzt sich das Dermatogen deutlich ab, darunter liegen wieder mehrere Schichten von Periblem ohne deutliche Abgrenzung des letzteren nach innen zu, wo bald die Zellen nach unten zu grösser werden und das junge Mark darstellen. Wir sehen auch hier das Dermatogen und

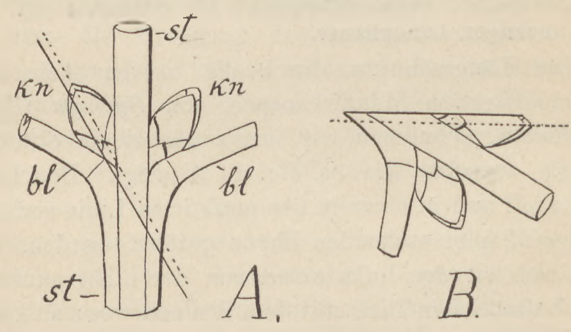



Fig. 11. Zweigstück von *Syringa* mit Knospen: *st* Stamm, *bl* Blattstiel, *kn* Knospe. Weitere Erklärung im Text.

Periblem des Stammes continuirlich in die Epidermis und das Mesophyll der jungen Blätter übergehen, was auch auf der Zeichnung darzustellen ist. Bei schwächerer Vergrösserung sehen wir ferner den Uebergang der die Blätter durchziehenden Gefässbündel in den Stamm und verstehen nun, warum sie in diesem als Blattspurstränge bezeichnet werden. In der Achsel eines Blattes finden wir wohl auch bereits eine Seitenknospe ausgebildet, deren Bau denjenigen der Hauptknospe im Kleinen wiederholt.

Auch hier gilt es wieder eine Umrisszeichnung zu machen, die den Bau der ganzen Knospe darstellt und

ausser den besonders erwähnten Verhältnissen zeigt, wie die nach aussen rasch an Grösse zunehmenden Blätter über dem Vegetationspunkt selbst zusammenschliessen und die eigentliche Knospe bilden. Man vergleiche nun dieses Bild mit dem von *Elodea* im vorigen Präparat gewonnenen und mache sich die Unterschiede klar, die eigentlich nur in dem ungleichen Wachsthum von Stamm und Blatt bestehen, denn bei *Elodea* streckt sich der Stamm schneller als die Blätter, bei *Syringa* ist es umgekehrt.

An einer anderen *Syringa*-Knospe machen wir dann Querschnitte, von der Spitze der Knospe anfangend, in der Richtung einer Ebene, die auf der punktirten Linie in Fig. 11 senkrecht steht und etwa in der Mitte der Knospenlänge werden wir den Stammscheitel im Querschnitt erhalten. Wiederum sind die in der kritischen Region gemachten Schnitte im Wassertropfen zu sammeln und ist aus ihnen der richtige auszuwählen: die Erfahrung, die wir beim Zerschneiden der ersten Knospe machen, werden uns in der zweiten das Richtige leichter treffen lassen. Ein guter Querschnitt zeigt uns dann in der Mitte eine Stelle, in welcher wir gerade auf den Stammscheitel sehen, rechts und links, resp. oben und unten davon liegen die jüngsten sich mit den Rändern berührenden Blattanlagen, deren Durchschnitt eine ovale oder bohnenförmige Gestalt besitzt, und nun folgen, nach aussen immer abwechselnd, lateral und median, die nächstälteren Blattpaare, von denen jedes Blatt im Durchschnitt einen Halbmond bildet. Diese grosse Regelmässigkeit, leicht in der anzufertigenden Zeichnung darzustellen, findet sich natürlich nur bei Pflanzen mit decussirter Blattstellung und so einfach geformten Blättern wie bei *Syringa* und *Evonymus*, Pflanzen, die deshalb

nicht bloss für den Längsschnitt, sondern auch für den Querschnitt der Knospe sehr geeignet sind.

**40. Präparat: Bau der Blüthe.**

Haben wir im vorigen Präparat mit der Betrachtung der Knospenlage der vegetativen Blätter geschlossen, so wollen wir jetzt die Knospenlage der die Blüthe bildenden Blattorgane studiren. Wir nehmen dazu die Knospen von Nachtkerzen-Arten, z. B. *Oenothera grandiflora* (II, 40), und machen Querschnitte durch solche, die etwa 5 mm lang sind, den Fruchtknoten nicht mitgerechnet. Beim Anfertigen der Schnitte achte man darauf, dass diese selbst und die Schnittfläche immer von Alkohol befeuchtet bleiben, bis sie auf dem Objectträger liegen, indem man, so oft es nöthig scheint, Tropfen von Alkohol auf Schnittfläche und Rasirmesser bringt; andernfalls kleben die Schnitte leicht theilweise an und lassen sich nicht im Zusammenhang auf den Objectträger übertragen. Aus demselben Grunde ist es gut, sie auch hier, solange sie noch alkoholfeucht sind, mit dem Deckgläschen zu bedecken und dann erst Wasser zuzusetzen. Man mache Schnitte aus verschiedenen Höhen der Knospe und auch aus kleineren und grösseren Knospen (letztere werden immer schwerer im Zusammenhang zu erhalten sein) und verschieden dicke Schnitte, die dünnen fallen leicht aus einander, sind aber zur Betrachtung einzelner Theile, z. B. der Antheren, geeigneter; alle Schnitte müssen genau senkrecht auf die Längsachse der Knospe gehen. An einem guten Schnitt sieht man nun das vollständige Diagramm der Blüthe: die vier Kelchblätter bilden das Viereck des Schnittumfanges, ihre Mittelrippe liegt in den Ecken, mit den Rändern stossen sie in der Mitte der Seiten zusammen (klappige Knospenlage), die vier

Kronblätter wechseln mit jenen ab, ihre Mitte liegt vor der Berührungsstelle der Kelchblätter, sie decken sich so, dass das eine Ende unter, das andere über einem der benachbarten Kronblätter liegt (gedrehte Knospenlage). Die acht Staubgefässe liegen so, dass vier etwas weiter nach aussen in den Ecken des Vierecks, also vor den Kelchblättern liegen (der äussere Kreis), die anderen vier (des inneren Kreises) dazwischen vor den Kronblättern. Bei manchen Schnitten sind nicht nur die Staubbeutel durchschnitten, sondern auch die Staubfäden, die dann hinter den Antheren in einer Einbuchtung derselben liegen. In der Mitte ist meistens der kreisförmige Durchschnitt des Griffels zu sehen; bei Schnitten aus dem oberen Theil der Blüthe sieht man aber die vier Narbenäste des Griffels, wieder alternirend mit dem inneren Staubblattkreis. Den Fruchtknotenquerschnitt muss man besonders aus dem unterständigen Fruchtknoten herstellen, er zeigt vier Fächer mit zahlreichen Samenknospen, deren Bau aber hier nicht näher studirt werden soll. Es ist gut, wenn man eine entfaltete Blüthe oder wenigstens eine gute Abbildung derselben zur Vergleichung dabei hat, um zu sehen, wie die verschiedenen Theile dem Querschnittsbilde der Knospe entsprechen: die sich an den Rändern berührenden oder dort vereinigten Kelchblätter, die sich halb deckenden Kronblätter, die Staubgefässe, deren Staubfaden in der Mitte der Anthere angeheftet ist, so dass der untere Theil der Anthere vor ihm liegt und beide im Querschnitt getrennt, hinter einander getroffen werden. Nachdem wir das Diagramm gezeichnet haben, brauchen wir die innere Structur der Theile nur bei den Antherenquerschnitten zu beobachten. Es sind vier Pollenfächer vorhanden, jedes zunächst umgeben von einer Schicht grosser, dunkler Zellen, die

wir vielleicht noch durch Kalilauge aufhellen müssen. Sie liegen strahlenförmig um das Innere herum, bilden die sogen. Tapetenschicht und enthalten plasmatische Reservestoffe für die Entwickelung der Pollenkörner. Zwischen ihnen und der Epidermis liegen zwei oder stellenweise drei Zellenlagen, von denen die innerste nebst den Tapetenzellen im reifen Zustand der Anthere zusammengeschrumpft ist, die äussere sich zur Faserzellschicht entwickelt. In den Fächern kann man die Tetradenbildung des Pollens beobachten: in einem Fache sieht man eine oder zwei grössere Zellen liegen, deren Inhalt in vier Portionen getheilt ist und deren Wandung auffallend weissglänzend erscheint. Die vier Theile aber, deren jeder ein Pollenkorn liefert, liegen nicht in einer Ebene, sondern in den Ecken eines Tetraëders, so dass man nur drei auf einmal sieht. Hat man ältere Knospen durchschnitten, so sieht man in den noch ganz geschlossenen Pollenfächern wohl schon die für *Oenothera* und Verwandte charakteristischen, dreieckigen Pollenkörner mit einer Warze an jeder Ecke; auch die Viscinfäden, welche hier die Pollenkörner verbinden, sind schon sichtbar.

**41. Präparat: Bau der reifen Anthere.**

Wir nehmen zur Untersuchung reife, aber noch nicht stäubende hinreichend grosse Staubgefässe, z. B. einer *Fritillaria* (II, 41) und machen zarte Querschnitte durch die Anthere. Wir werden dann meistens den Zustand bekommen, in dem sich die beiden Fächer einer Antherenhälfte schon vereinigt haben und die Wandung an der Verbindungsstelle aufgerissen ist. Auf der einen Seite stossen die Antherenhälften aneinander, auf der anderen sind sie durch das Connectiv verbunden, ein

parenchymatisches, von einem Gefässbündel durchzogenes Gewebe. Besonders zu beachten ist die Structur der äusseren Antherenwand, die an den dünnsten Stellen nur aus zwei Schichten besteht, der ziemlich dünnwandigen Epidermis und der Faserzellschicht. Die Zellen der letzteren haben eine ähnliche Gestalt wie die Epidermiszellen, ihre Wände sind aber mit schraubenförmigen Verdickungsleisten, ähnlich wie bei Spiralgefässen, versehen, so dass die Grenzen der Zellen dadurch undeutlich werden. Nach dem Connectiv hin treten zwei und mehr Schichten solcher Faserzellen auf. Die Tapetenzellen und die nächstinnere Schicht, die wir bei den Antheren im vorigen Präparat beobachtet hatten, sind auch hier ursprünglich vorhanden gewesen, bilden jetzt aber nur noch eine dünne bräunliche Lage ohne erkennbare Structur auf der inneren Seite der Wandung. Die Pollenkörner sind natürlich meistens aus den Fächern herausgefallen und müssen einzeln aufgesucht und bei starker Vergrösserung betrachtet werden. Bei den Liliifloren haben sie meistens eine ovale Gestalt, beim Einstellen auf die Oberfläche sehen wir eine netzartige Zeichnung, die von den Verdickungsleisten der Exine hervorgebracht wird, und beim Einstellen auf den Rand sehen wir die doppelte, aus Intine und Exine bestehende Membran. Von der Beschaffenheit des Inhalts ist ohne Färbung nicht viel zu erkennen.*)

*) Für private Untersuchung ist sehr zu empfehlen, Pollenkörner aus frischgeöffneten Antheren in Zuckerlösung keimen zu lassen. Man bringt einen Tropfen der Zuckerlösung in den Zwischenraum zwischen zwei auf den Objectträger neben einander liegenden Deckgläschen, streut die Pollen hinein und deckt ein drittes Deckgläschen so auf, dass es mit den Rändern auf jenen beiden ruht. Damit die Zuckerlösung nicht verdunstet, legt man den Objectträger

**42. Präparat: Bau des Fruchtknotens und der Samenknospe.**

Zur Untersuchung eignen sich Liliaceen und Amaryllidaceen, so besonders *Amaryllis nivea* (II, 42). Wir machen Querschnitte durch den Fruchtknoten, und da die Samenknospen hier genau horizontal liegen (bei aufrecht stehendem Fruchtknoten), so erhalten wir damit zugleich Längsschnitte durch diese. Unter mehreren Schnitten treffen wir auch einen solchen, der gerade den medianen Längsschnitt durch die Samenknospe zeigt. Zunächst sehen wir bei schwacher Vergrösserung, dass der Fruchtknoten drei Fächer hat, also aus drei Fruchtblättern besteht, deren Mitte in den Ecken des dreieckigen Querschnittes liegt, deren Ränder aber in der Mitte zusammenstossen und etwas in die Fächer hinein umgebogen sind, wo sie die Placenten bilden, auf denen die Samenknospen sitzen. Da jede Placenta eine Reihe über einander stehender Samenknospen trägt und in jedem Fache zwei Placenten sind, so sehen wir in jedem Fach zwei Samenknospen neben einander, die mit den Rückenseiten, wo die Rhaphe verläuft, zusammenstossen und ihre Mündungsstellen oder Mikropylen symmetrisch nach aussen wenden. In der äusseren Fruchtknotenwand und im centralen Theil wird das parenchymatische Gewebe von Gefässbündeln durchzogen; in jede Samenknospe tritt ein Gefässbündel ein, das durch den Stiel (Funiculus) derselben an der Rückenlinie hinaufzieht (Rhaphe) und oben endigt. Die einzelne Samenknospe,

---

zwischen zwei grössere Uhrgläser, deren unteres etwas Wasser enthält. Von Stunde zu Stunde kann man nach dem Wachsthum der Keimschläuche sehen. Für die Tulpe und Narcisse nimmt man nach *Strasburger* 3procentige, für *Tradescantia* 15procentige Zuckerlösung etc. 5procentige Lösung wird für viele Pflanzen geeignet sein.

deren Bau durch Behandlung mit Kali deutlicher zum Vorschein kommt, ist nämlich umgewendet (anatrop), so dass die Mündung (Mikropyle) neben dem Stiele liegt. Die Höhlung in der Mitte der Samenknospe wird gebildet von der grossen, „Embryosack" genannten Zelle, deren Inhalt mehr oder weniger collabirt ist. In ihr sehen wir, wenn auch wohl nicht zugleich in einem Schnitt, unten an der Mikropyle eine kleine Zellengruppe liegen, Ei und Synergiden, und eine ähnliche in dem oberen spitz ausgezogenen Theil des Embryosackes, die Antipoden. Der Embryosack ist nur eine abnorm grosse Zelle des Knospenkerngewebes, das unten an der Mündung nur noch eine Zellenlage über dem Scheitel des Embryosackes bildet, oben bis an das Ende des Gefässbündels reicht. An dieser Stelle, die Chalaza genannt wird, beginnt das innere Integument, das, auf dem Längsschnitt gesehen, als eine Schicht von zwei bis drei Zellen auf beiden Seiten des Knospenkerns sich bis zur Mikropyle zieht und hier zwei dicke Vorsprünge bildet. An der inneren Seite der Samenknospe legt sich das dicke untere Ende des inneren Integumentes fast an den Stiel an, auf der äusseren Seite wird das innere Integument noch von dem äusseren umgeben, dessen unteres spitzes Ende gerade an die Stelle zu liegen kommt, wo das innere sich zu verdicken beginnt. Auf dem Querschnitt würden wir das innere Integument kreisförmig rings um den Knospenkern liegen sehen, seinerseits umgeben von dem äusseren Integument, das auf der inneren Seite in das Gewebe der Rhaphe übergeht.

Haben wir eine andere, verwandte Pflanze untersucht, so finden wir dieselben Verhältnisse in den Hauptzügen wieder, nur die Form des Embryosackes und die Gestalt der Ränder der Integumente sind etwas

anders; man wird sich aber leicht nach der oben gegebenen Erklärung richten können. Bei *Yucca* erscheint der Fruchtknoten sechsfächerig, weil sich von der Aussenwand ein Fortsatz zwischen die beiden Samenknospen eines Faches einschiebt. Querschnitte durch die ganz kleinen Knospen von *Yucca* sind sehr geeignet, um halbentwickelte Samenknospen zu zeigen; diese sind sehr instruktiv, um die Bildung der Integumente und die Umdrehung der Samenknospe zu verstehen. Will man eine gerade (atrope) Samenknospe sehen, so mache man Querschnitte durch den Fruchtknoten der *Tradescantia virginica* (II, 16). Zu zeichnen sind hier weniger die einzelnen Zellen als die Umrisse der Bilder, also ein Querschnitt des ganzen Fruchtknotens mit den Samenknospen im Innern und eine einzelne Samenknospe mit ihren oben angegebenen Theilen.

### 43. Präparat: Sporangien der Farne.

Bei *Asplenium Nidus* (II, 43) stehen die Sporangien auf der Unterseite des Blattes längs der Seitennerven und oberhalb derselben, die Sporangienreihe oder der Sorus wird von unten her von einem leistenförmigen Schleier überdeckt. Man spanne nun ein Stück des Blattes über den Zeigefinger der linken Hand, so dass die Sori dem Finger parallel liegen, und versuche zuerst den Schleier durch einen Flächenschnitt von den Sporangien zu entfernen, dann durch einen dem ersten parallelen Flächenschnitt hinter den Sporangien ein Stück des Blattnerven, an dem diese ansitzen, von der Blattfläche zu entfernen, so dass man ein Stück des Sorus frei erhält. Noch ansitzende, denselben überdeckende Blatttheile kann man auch unter dem Präparirmikroskop mit den Nadeln zu entfernen versuchen. Wenn es nicht

gelingt, den Schleier zu entfernen, so lege man ihn wenigstens nach unten, so dass man frei auf die Sporangien sehen kann. Vor allem ist darauf zu achten, dass man nicht schief durch den Sorus schneidet, da sonst die Stiele der älteren und die ganzen jüngeren Sporangien weggeschnitten werden. An günstigen Präparaten sieht man etwa vier Reihen von Sporangien über einander: oben die reifen, gefärbten, mit dunklen Sporen im Innern und mit langen Stielen, darunter jüngere, die fast ausgewachsen, aber noch farblos sind und farblose Sporen enthalten, darunter noch jüngere, die noch unausgebildet sind, und ganz unten die jüngsten, bei denen sich der Stiel noch nicht entwickelt hat. Diese jüngsten untersuchen wir zunächst genauer, um nach Aufhellung durch Kalilauge die Theilungswände im Innern und das dreieckige Archesporium zu erkennen; dieses Bild zeichnen wir uns auch möglichst genau auf. Genauer zu zeichnen ist auch ein älteres Sporangium, mit Stiel, Wandung, Annulus und Sporen, während wir uns von dem ganzen Sorus nur ein Uebersichtsbild machen. An älteren Blättern können wir leicht einige Sporangien, die schon aufgesprungen sind, mit der Nadel losmachen, untersuchen und zeichnen, und dabei auch einzelne freiliegende Sporen betrachten und abzeichnen.

### 44. Präparat: Prothallium der Farne mit Archegonien und Antheridien.

Wo jüngere Prothallien (II, 44) dicht zusammen auf der Erde wachsen, heben wir sie mit dem Scalpell ab, legen sie auf den Objectträger und betupfen sie leicht mit dem in Wasser getauchten Glasstab, bis sich die Prothallien und Erdtheilchen getrennt haben. Wenn wir jetzt das Ganze mit schwächerer Vergrösserung

durchmustern, so finden wir (vielleicht erst nach wiederholten Versuchen) dazwischen die jüngsten Zustände der Prothallien, in denen sie fadenförmig oder nur am vorderen Ende etwas verbreitert erscheinen und am hinteren schmalen Ende noch die Sporenmembran ansitzen haben. Solche Formen suchen wir auch noch genauer zu betrachten und zu zeichnen. Darauf untersuchen wir ein einzelnes grösseres Prothallium, das schon die charakteristische Herzform hat; wir legen es mit der Pincette in einen frischen Wassertropfen, aber so, dass die Wurzeln (Rhizoiden) nach oben gerichtet sind, und reinigen es mit einem nassen Pinsel möglichst von den anhängenden Erdtheilchen, Algenfäden und Moosvorkeimen unter fortwährendem Darüberspülen von reinem Wasser. Das gesäuberte Prothallium wird mit dem Deckgläschen bedeckt und genauer untersucht. Nachdem wir bei schwacher Vergrösserung seine äussere Gestalt, bei stärkerer Vergrösserung seine ziemlich gleichartigen, chlorophyllführenden Zellen und die farblosen oder mit bräunlichen Membranen versehenen, ungetheilten Rhizoiden beobachtet haben, suchen wir nach den Geschlechtsorganen, die immer auf der Unterseite des Prothalliums zwischen den Rhizoiden stehen, und zwar die Archegonien in der Nähe der Einbuchtung, wo das Gewebe dicker ist, die Antheridien weiter nach dem hinteren Rande zu.

Von den Archegonien sehen wir bei der Betrachtung von oben nur die umgebogenen Hälse, die theils offen, theils noch geschlossen sind; an letzteren ist der Halscanal im Innern deutlich zu unterscheiden. An älteren Prothallien finden wir viele geöffnete und unbefruchtete Archegonien, deren Inhalt sich gebräunt hat; man sieht dann oft ein braunes, an den Ecken etwas

ausgezogenes Viereck, den Halscanal, umgeben von vier hellen Zellen, die den vier Reihen der Halszellen entsprechen.

Die Antheridien zeigen einen kreisförmigen Umriss; bei den reifen schimmern die Spermatozoidien als runde, graue Ballen durch; bei den entleerten sieht man oben ein rundes Loch mit ausgefranzter Mündung. Man suche nun nach solchen, die sich gerade entleeren oder vor der Entleerung stehen; letzteres erkennt man daran, dass die Spermatozoidien recht deutlich durchscheinen und sich bereits drehend bewegen. Solche Antheridien platzen gewöhnlich bald von selbst auf und man kann dann die Spermatozoidien heraustreten und herumschwimmen sehen. Gestalt und Cilien derselben lassen sich bei ihren schnellen Bewegungen kaum unterscheiden, darum tödtet man sie, wenn man sie genug beobachtet hat, durch Zusetzen eines Tropfens Jodlösung rasch ab und sieht nun den gelblich gefärbten, schraubenförmig gewundenen Plasmakörper und das Cilienbüschel an seinem vorderen, spitzen Ende. Die Structur der Antheridien erkennt man am besten an solchen, die am Rande eines Prothalliums sitzen und deren Wölbung demgemäss frei hervorragt, wie man es besonders an kleinen Prothallien findet, die nur Antheridien tragen: der dunkle Inhalt hebt sich von den hellen, dünnen Wandungszellen, die nur wenige Chlorophyllkörner enthalten, deutlich ab.

Um die Structur der Archegonien zu erkennen, muss man freilich Durchschnitte machen: man nimmt ältere Prothallien, klemmt ihren dicken Theil in den Spalt eines Stückes Hollundermark und schneidet nun senkrecht zur Fläche, wie man ein Blatt zwischen Korkstücken schneidet (conf. Präp. 13). Hat man eine grössere Anzahl recht dünner Schnitte gemacht, so wird man auch

günstig getroffene Archegonien finden, welche das Ei in dem, dem Gewebe eingesenkten Bauchtheil und den vorstehenden Hals zeigen. Auch an den geöffneten und, weil nicht befruchtet, gebräunten Archegonien lässt sich noch die Structur ganz gut erkennen und abzeichnen.

**45. Präparat: Antheridien der Laubmoose.**

Man macht Längsschnitte durch einen Antheridienstand von *Polytrichum commune* (II, 45), indem man ihn zwischen zwei Korkstückchen festhält. Die Schnitte sollen nicht zu dünn sein, weil sonst die Antheridien und Blätter leicht von der Achse, auf der sie sitzen, losgelöst werden. Den medianen Schnitt erkennt man daran, dass in der Mitte des Antheridienstandes der Stamm in eine schlanke Endknospe ausgeht. Zu beiden Seiten derselben sitzen die Antheridien zwischen vielzelligen Haaren, den sogen. Paraphysen, und umgeben von Hüllblättern. Durch Behandlung mit Kalilauge wird das Bild dieses zur Uebersicht und zur allgemeinen Skizzirung zu verwendeten Schnittes deutlicher. Um einzelne Antheridien und Paraphysen abzuzeichnen, benutzt man solche, die sich beim Schneiden von selbst abgelöst haben oder die man durch Zerzupfen eines Schnittes isolirt hat; man behandelt sie besser nicht mit Kalilauge. Die Antheridien haben keulenförmige Gestalt, eine einschichtige Wandung und einen dunkelen Inhalt, sie sitzen frei auf einem kurzen Stiel, sind also viel höher entwickelt als die der Farne. Die Zellen der Wandung sind schmal und in die Länge gestreckt und liegen annähernd in Querreihen geordnet. Der Inhalt besteht aus zahllosen, dicht zusammenliegenden, winzigen Zellen, die als kleine Bläschen erscheinen und besonders gut zu beobachten sind, wo ein Antheridium ange-

schnitten und ein Theil des Inhaltes herausgetreten ist. Jede dieser kleinen Zellen wird zu einem Spermatozoid.*)

**46. Präparat: Archegonien der Laubmoose.**

Man legt einen mit Archegonien versehenen Spross von *Mnium punctatum* (II, 46) auf den Objectträger in Wasser und entfernt die oberen Blätter mit Nadel und Pincette.**) Bei Prüfung mit ganz schwacher Vergrösserung wird man dann schon die Archegonien durchschimmern sehen, so dass man die Endknospe abschneiden und von ihr mit den Nadeln noch die letzten Blätter entfernen kann. Ein Präparirmikroskop thut natürlich auch hier gute Dienste, ist aber nicht nothwendig. Durch Aufdrücken des Deckgläschens breiten sich dann die Archegonien auseinander und man wird unreife und reife, die noch geschlossen oder geöffnet sind, auch geöffnete und nicht befruchtete, deren Hälse wie bei den Archegonien der Farne gebräunt sind, finden. Auch die Archegonien sind hier vollkommener entwickelt

---

*) Lebende Spermatozoidien kann man im Sommer leicht beobachten, wenn man *Marchantia polymorpha* hat, ein häufiges Lebermoos, bei dem die Antheridien in die Oberfläche der hutpilzförmigen Antheridienstände eingesenkt sind. Man bringt auf einige dieser Stände einen Wassertropfen und sieht, ob er sich milchig trübt; wenn dies der Fall ist, so bringt man den milchigen Tropfen auf einen Objectträger, deckt ein Deckgläschen auf und kann nun bei starker Vergrösserung die winzigen, mit zwei Cilien versehenen Spermatozoidien herumschwimmen sehen.

**) Bei dieser Gelegenheit sieht man sich auch gleich das Moosblatt näher an. Charakteristisch ist für dasselbe, dass es nur aus einer Zellenlage besteht, abgesehen von dem bei den Laubmoosen vorhandenen, bei den Lebermoosen fehlenden Mittelnerven; dieser besteht hier aus einem mehrschichtigen Strang schmälerer und chlorophyllärmerer Zellen.

als bei den Farnen, denn sie besitzen einen Fuss, auf dem sich Bauch- und Halstheil frei erheben. Ein reifes, mit Kalilauge behandeltes Archegonium wird so durchsichtig, dass man deutlich den Halscanal und das Ei im Innern sehen und es danach also im optischen Längsschnitt zeichnen kann.

Wem keine Archegonienstände zur Verfügung stehen, der kann wenigstens ältere Archegonien leicht finden, wenn er die Ansatzstellen junger Sporogone frei präparirt. Sehr grosse Archegonien findet man so z. B. bei dem häufigen Waldmoos *Catharinea undulata.* Man kann sich also auch für die Untersuchung der Archegonien mit dem folgenden Präparat begnügen.

**47. Präparat: Die Entwickelung der Eizelle im Archegonium zum jungen Sporogonium.**

Auf dieselbe Weise wie im vorigen Präparat legt man das Ende eines Sprosses frei, an dem die junge Moosfrucht gerade erst als feine Spitze hervorragt (II, 47). Nach der Aufhellung mit Kali betrachtet man das Präparat mit schwacher Vergrösserung und sieht nun den grossen, spindelförmigen Embryo in dem Archegonium liegen, das man an dem oben aufsitzenden, gebräunten Hals als solches erkennt, das aber in seinem unteren Theile, dem Wachsthum des Embryos folgend, bedeutend in die Länge und Breite gewachsen ist. Zum Vergleich mit der ursprünglichen Grösse dienen die nicht befruchteten Archegonien, die man regelmässig an der Basis des befruchteten sitzen findet. Präparirt man etwas ältere Sporogone, so sieht man den Archegoniumbauch durch das sich streckende Sporogon (den Embryo) quer durchrissen: der untere Theil des Sporogoniums steckt also im unteren Theile des Archegoniums und

hat sich noch etwas weiter in das Moosstämmchen eingesenkt, der mittlere Theil ist frei und der obere Theil steckt in dem oberen Theil des Archegoniums, den er gewöhnlich noch bei der völligen Entwickelung der Kapsel oder Urne als Mütze oder Calyptra auf seiner Spitze trägt. Man kann so leicht eine Reihe aufeinanderfolgender, sehr instruktiver Entwickelungszustände erhalten. Wenn man frisches Material hat, so gelingt es auch ziemlich leicht, den Embryo oder das junge Sporogonium aus dem Sprosse herauszuziehen und so sein unteres, in eine Zelle auslaufendes Ende freizulegen.

**48. Präparat: Bau der Mooskapsel.**

Man wählt noch grüne und nicht ganz ausgewachsene Kapseln (II, 48), von denen man wie von einer Wurzelspitze (conf. Präp. 36) einen medianen Längsschnitt herzustellen sucht. Wenn dieses etwas schwierige Präparat nach einigen Versuchen gelungen ist, so sieht man, wie sich das Gewebe des Kapselstiels durch die Mitte der Kapsel bis zur Spitze fortsetzt und rechts und links durch einen spaltenförmigen Hohlraum von der Kapselwand getrennt wird. Diese aber, aus mehreren Schichten bestehend, ist durch Zellfäden, die den Spalt durchsetzen, mit dem mittleren Theil verbunden; seine äusserste Schicht wird als äusserer Sporensack bezeichnet, weil darunter, dem Spalt parallel, die Zellschicht gelegen hat, aus deren Theilungen die Sporen hervorgegangen sind. Demgemäss wird die innen an den Sporenraum angrenzende Zellenlage als innerer Sporensack bezeichnet und das übrige Parenchym in der Mitte als Columella. Macht man nun einen Querschnitt durch die Kapsel, so überzeugt man sich leicht, dass innerer und äusserer Sporensack, Sporen- und Luftraum ebensoviele, concen-

trische Kreise um die Columella bilden. Diese setzt sich im Längsschnitt nach oben fort bis unter den Deckel. Man beachte auch die Ansatzstelle des Deckels mit den grossen, dünnwandigen Zellen und die kleinen, dickwandigen darunter, die den oberen Rand der geöffneten Kapsel bezeichnen, von wo das Peristom ausgeht. Die dasselbe bildenden dicken Zellwände sind auch im Längsschnitt sichtbar: das eine wird auf diesem, das andere auf jenem Längsschnitt besser zu sehen sein, wenn man deren mehrere gemacht hat. Zur Untersuchung des Peristoms nimmt man aber besser reife Kapseln, bei denen der Deckel leicht abzulösen oder schon abgefallen ist. Man schneidet den Peristomkranz dicht unter dem erwähnten, oberen Rand der Kapsel mit dem Rasirmesser ab, legt ihn in einen Tropfen Alkohol auf dem Objectträger, um die Luft zu entfernen, ersetzt den Tropfen durch Wasser und öffnet den Kranz durch einen Schnitt mit der feinen Spitze des Scalpells, damit sich das Peristom mit seinen Zähnen besser ausbreiten lässt. Wir bestimmen die Anzahl der Zähne und zeichnen einige recht genau ab. Schliesslich betrachte man mit starker Vergrösserung auch einzelne reife Sporen im Wasser. Die Spore hat fast kugelförmige Gestalt, ist aber an drei Seiten etwas abgeplattet, den Stellen entsprechend, an denen sie mit den drei anderen Schwesterzellen, die aus der Sporenmutterzelle durch tetraedrische Theilung entstanden sind, vereinigt war; die Membran ist glatt und das Innere wird fast von einem grossen Oeltropfen ausgefüllt.

**49. Präparat: Moosprotonema.**

Um dieses zu untersuchen, braucht man nur ein wenig des grünen Ueberzuges (II, 49) mit der Messer-

spitze abzulösen und durch wiederholtes Betupfen mit dem nassen Glasstab auf dem Objectträger den Schmutz abzuspülen. Man sieht nun ein zierliches Fadenwerk, dessen Fäden verzweigt, aber nur aus einer Reihe von Zellen gebildet sind. Charakteristisch sind die oft schräg stehenden Querwände und die grossen Chlorophyllkörner. Man beobachtet auch die Verbindung dieser Fäden mit der jungen Moospflanze und den Uebergang von Rhizoiden in Protonemafäden. Bei einigem Suchen wird man auch die Knospen, die zu Moospflanzen werden, an dem Protonema finden.

### 50. Präparat: Die Fortpflanzungsorgane von Fucus.

An den Enden der Aeste des Thallus von *Fucus* (II, 50) befinden sich mit kleinen Wärzchen besetzte Anschwellungen, die Receptacula, die natürlich nicht mit den glatten Schwimmblasen im Thallus zu verwechseln sind. Querschnitte durch ein Receptaculum zeigen uns die in dasselbe eingesenkten Conceptacula, kugelige mit einer Mündung versehene Höhlungen, an deren Wänden zwischen zahlreichen Fäden die Fortpflanzungsorgane stehen. Die Mündung wird man nur an einzelnen der Conceptacula beobachten können; die meisten werden so getroffen, dass sie ringsum geschlossen erscheinen. Hat man *Fucus platycarpus*, so findet man Antheridien und Oogonien in demselben Conceptaculum, hat man *F. vesiculosus*, so muss man Schnitte durch die Receptacula verschiedener Pflanzen machen, um beiderlei Organe untersuchen zu können.

Die Antheridien sieht man bei schwächerer Vergrösserung als ovale, dunkele Zellen in grosser Anzahl zwischen den Fäden liegen. Zur genaueren Untersuchung zerdrückt oder zerzupft man ein Stück eines

solchen Conceptaculums und erhält dann einzelne Büschel verzweigter, fast farbloser Fäden, von denen einzelne einzellige Zweige zu den Antheridien umgebildet sind. Bei den noch geschlossenen Antheridien scheint der Inhalt aus lauter dicht beisammenliegenden Bläschen zu bestehen: es sind die jungen, später heraustretenden Spermatozoidien; daneben sieht man auch entleerte Antheridien, deren Membran oben aufgeplatzt und eingerissen ist. Die Entleerung selbst zu beobachten, ist nicht so schwer, wenn man frisches Material hat, das, aus dem Seewasser genommen, einige Stunden an der Luft verweilt hat.

Die Oogonien fallen viel mehr in die Augen wegen ihrer bedeutenderen Grösse und dunkleren Farbe; sie sind Zellen, die mit einer kurzen Stielzelle direct der Wandung des Conceptaculums aufsitzen. Man findet sie in verschiedener Grösse und Entwickelung. Die jüngsten sind noch einkernig, an etwas älteren kann man sehen, dass sich der Kern in mehrere getheilt hat, z. B. in vier Kerne. Später wird der Inhalt immer dunkler und undurchsichtiger und es ist schwer festzustellen, dass sich das Plasma, nachdem acht Kerne entstanden sind, in acht Eier zerklüftet hat, wenn man nicht an frischem Material die Eier austreten sieht. Sonst sieht man die Zerklüftung des Inhaltes durch helle Linien zwischen den dunkeln Eiern angedeutet.

Uebrigens achte man auch auf das die Conceptacula umgebende, die eigentliche Thallusmasse bildende Gewebe, das hier ganz anders als bei den bisher betrachteten Pflanzen beschaffen ist: in den äusseren Schichten erscheint es parenchymatisch, mit Zellen, die zahlreiche, dunkelbraune Chromatophoren besitzen; eine besondere Epidermis ist nicht differencirt; innen besteht es aus

verzweigten Zellfäden, deren Wände zu einer die Zwischenräume ausfüllenden, völlig durchsichtigen Gallerte verquollen sind und deren Zellen wenig Farbstoff enthalten.

**51. Präparat: Fortpflanzung der Florideen.**

Einige Aestchen von *Batrachospermum* (II, 51) werden im Wassertropfen auf dem Objectträger mit der Nadel ausgebreitet und mit schwacher Vergrösserung betrachtet, bei welcher der Thallus aus aneinandergereihten Fadenbüscheln zusammengesetzt erscheint und die Sporenhaufen als dunkle Punkte zwischen den Fadenbüscheln sichtbar sind. Man suche nun zunächst den Bau der Alge zu verstehen. An einer durchgehenden Hauptachse nämlich, die aus einer Zellenreihe besteht, sitzen da, wo die Zellen zusammenstossen, vier bis sechs Zellen im Quirl an und von diesen gehen theils abstehende, reichlich, meistens dichotomisch verzweigte Zellfäden aus, theils sich der Hauptachse nach unten anlegende sogenannte Berindungsfäden, von denen wiederum Fäden senkrecht zur Hauptachse aussprossen. An manchen Knoten entspringen der Hauptachse gleichgebaute Nebenäste. Alles ist in einen Schleim eingebettet, der die Alge sehr schlüpfrig macht und es erschwert, sie unter dem Deckgläschen festzuhalten.

Die Antheridien sitzen zu zwei bis drei als winzige, kugelige Zellen auf den letzten Auszweigungen der Fadenbüschel; ihr ganzer Inhalt tritt als je ein Spermatium heraus und die entleerte, aufgerissene Membran der Mutterzelle sieht man zwischen noch nicht entleerten Antheridien ansitzen. Die Sporenhaufen (Glomeruli) entspringen von den Zweigen der Fadenbüschel und bestehen aus sehr dicht verästelten, von einem Punkt aus-

strahlenden Zellfäden, deren äusserste Zellen als Sporen abgegliedert werden. In den Bau dieser Sporenhaufen gewinnt man einen Einblick, wenn man durch stärkeres Aufdrücken des Deckgläschens die Alge und damit auch die Frucht zerquetscht. Bei dieser Operation werden dann auch die jungen Fruchtanlagen isolirt, die nach der wachsenden Spitze der Zweige hin zu suchen sind. Hat man solche gefunden, die nur aus einem Knäuel von wenigen Zellen bestehen, so sieht man am oberen Ende desselben die keulenförmige, unten etwas eingeschnürte Trichogyne hervorragen, die sich durch den helleren Inhalt vor den anderen Zellen auszeichnet und gewöhnlich an ihrer Spitze einige ansitzende Spermatien trägt. So lernt man die Trichogyne erkennen und die noch unbefruchtete vor dem Aussprossen der sporenbildenden Fäden auffinden.

**52. Präparat: Fortpflanzung der Characeen.**

Wir legen das Ende eines Sprosses von *Nitella gracilis* (II, 52), an dem wir schon mit blossem Auge kleine Knöpfchen erkennen, auf dem Objectträger in Wasser und drücken die sparrigen Aeste mit dem Deckgläschen etwas flach. Die Glieder der Achse bestehen aus grossen, im unteren Theile des Sprosses bis zu 4 cm langen Zellen; aus den Knoten, die von kleineren Zellen gebildet werden, entspringen etwa sechs Blätter im Quirl, die sich wiederholt gabelig theilen; jedes Glied besteht wieder aus einer Zelle, nur die obersten sind zwei- oder dreizellig. Zwischen den Gabelästen sitzen die Antheridien in Gestalt kleiner Kugeln, während die Sporenknospen seitlich an den Knoten des Blattes stehen und mit der Spitze schräg nach unten gerichtet sind. Die letzteren sind einfacher gebaut und leichter zu unter-

suchen. Wir sehen die dunkle Eizelle durchschimmern und die dieselbe schraubig umwachsenden fünf Schläuche, von denen man ein besonders gutes Bild bekommt, wenn man eine Sporenknospe schräg von oben sieht. Die Schläuche endigen in das sogen. Krönchen, d. h. sie haben sich an der Spitze in zwei schmälere, kleine Zellen getheilt, während sie sonst ohne Querwände sind. Sie entspringen von der Stiel- oder Fusszelle, die dem Blattknoten aufsitzt und in der Mitte oben die Eizelle trägt, aber nicht direct, sondern mit Einschaltung einiger kleiner, flacher Zellen. Bei reifen und bei befruchteten Sporenknospen haben sich die Schläuche an der Spitze gestreckt, das Krönchen hoch emporhebend, und sind hier auseinandergewichen, so dass man deutlich die Spalten sieht, durch welche die Spermatozoidien zu dem Ei gelangen.

An den Antheridien erkennt man von aussen die zickzackförmig verlaufenden Nähte, in denen die acht die Wand bildenden, dreieckigen, plattenförmigen Zellen zusammenstossen. Stellt man auf das Innere ein, so sieht man auch die innere Begrenzung der Wand, es scheint dann aber, als ob diese aus einer Schicht vieler Zellen bestände, weil man die Falten und Vorsprünge der Membran für durchgehende Scheidewände hält; das Innere ist erfüllt von gewundenen Schläuchen, zwischen denen wohl stabförmige Zellen durchschimmern, die, von der Mitte einer Wandungszelle entspringend, nach dem Centrum gerichtet sind. Durch Zerdrücken isolirter Antheridien gelingt es dann zu sehen, dass die Schläuche büschelig von je einer der acht eben erwähnten, stabförmigen Zellen (Manubrien) entspringen und dass diese den dreieckigen Schildern innen in der Mitte aufsitzen. Jeder Schlauch besteht aus zahlreichen flachen Zellen und jede Zelle liefert ein Spermatozoid.

Nachdem wir uns den Bau der Geschlechtsorgane klar gemacht haben, versäumen wir nicht, an den vegetativen Zellen die Anordnung der kleinen, polygonalen Chlorophyllkörner in einer dichten Schicht zu bewundern und bei tieferer Einstellung am Rand der Zellen die rasche Protoplasmaströmung zu betrachten, die an der Fortbewegung verschiedenartiger, farbloser Inhaltskörper zu erkennen ist.

Haben wir eine andere *Nitella*-Art oder eine *Chara* zur Untersuchung vor uns, so wird man sich auch bei diesen nach den eben gegebenen Anweisungen leicht orientiren können, wenn man im Lehrbuch die Beschreibung vergleicht, besonders die Unterschiede zwischen *Chara* und *Nitella* beachtet.

**53. Präparat: Fortpflanzungsorgane bei Vaucheria.**

Man breitet die fructificirenden Fäden (II, 53) einfach im Wassertropfen aus und betrachtet sie. Die Fäden sind verzweigt, aber ganz ungegliedert, d. h. ohne Querwände, nur die Oogonien und Antheridien sind durch eine Wand abgetrennt. Erstere erscheinen als grosse, rundliche Zellen mit dunklerem Inhalt. Ist die Membran einfach und ganz geschlossen, so hat man noch nicht geöffnete Oogonien vor sich, ist aber eine doppelte Membran vorhanden, so ist das Ei bereits befruchtet und zur Spore geworden; man wird dann auch an der äusseren Membran die Oeffnung finden, durch welche die das Ei befruchtenden Spermatozoidien eingedrungen sind. Die Antheridien sind schlanke, wie ein Widderhorn gekrümmte Aeste, der obere, durch eine Querwand abgegrenzte Theil enthält und entlässt die zahlreichen winzigen Spermatozoidien; man findet also auch die Antheridien noch geschlossen und mit Inhalt oder an

der Spitze geöffnet und leer. Oogonien und Antheridien stizen nebeneinander auf dem Hauptfaden oder an besonderen Seitenästchen, je nach den Arten; bei *Vaucheria geminata* sitzt ein Antheridium am Ende des Seitenästchens und auf jeder Seite des ersteren ein Oogonium. Zur Beobachtung der Schwärmsporen muss man frisch gesammeltes Material haben; bringt man dieses in flache Teller mit frischem Wasser, so treten oft schon am nächsten Tage die Schwärmsporen aus und man kann diesen Vorgang direct unter dem Mikroskop beobachten. Die Entstehung und Beschaffenheit der Schwärmsporen ist im Lehrbuch beschrieben.

**54. Präparat: Fortpflanzung von Spirogyra.**

Die Fäden der Alge (II, 54) werden im Wasser ausgebreitet, so dass sie nicht zu sehr durch- und übereinander liegen. Sie sind unverzweigt und bestehen aus Reihen cylindrischer Zellen, deren jede ein oder mehrere, schraubig gewundene, grüne Bänder (Chromatophoren) enthält. In einigen Fäden findet man in den Zellen statt der Spiralbänder ovale, dunkle Körper, die Sporen, die nun als mit ihrer eigenen Membran umgebene Zellen in den Mutterzellen liegen. Die sporentragenden Zellen zeigen noch den Copulationsfortsatz, und man wird auch zwei zusammenhängende, durch Copulationsfortsätze oder -canäle verbundene Fäden finden. Bei einigem Suchen erhält man (besonders an gut fixirtem Material) alle Zustände: im Anfang besitzen die copulirenden Zellen noch ihre Spiralbänder und der Canal ist noch geschlossen, am Ende ist die eine Zelle leer und die andere enthält die Spore, ein mittlerer Zustand zeigt, wie der Inhalt der einen Zelle durch den offenen Copulationscanal in die andere Zelle hinüberwandert.

**55. Präparat: Verschiedene Chlorophyceen.**

Ausser der im vorigen Präparat beschriebenen *Spirogyra* trifft man im Süsswasser besonders häufig *Cladophora*-Arten. Die Gattung ist kenntlich an den aus einfachen Zellreihen bestehenden, aber verzweigten Zellfäden. Die Zellen sind verhältnissmässig gross und mit derber Membran versehen; der Inhalt erscheint gleichmässig grün oder das grüne Chromatophor hat ein netzförmiges Aussehen. Fortpflanzungsorgane sind äusserlich nicht zu unterscheiden. Die Alge bildet in einzelnen Zellen des Thallus, manchmal in den einzelligen Seitenzweigen, zahlreiche Zoosporen aus dem dann besonders dunkel erscheinenden Inhalt; findet man sie in der Zoosporenbildung, so ist es interessant zu beobachten, wie die Schwärmsporen, eine nach der anderen, durch ein Loch in der Membran austreten und fortschwimmen.

Da *Cladophora* zu den grössten Algen des Süsswassers gehört, so sitzen an ihr häufig andere Algen an, z. B. *Oedogonium*-Fäden, die der Anfänger manchmal mit den Seitenzweigen der *Cladophora* selbst verwechselt. Genauere Betrachtung zeigt, dass die Zweige immer am oberen Ende ihrer Mutterzelle entstehen, während die fremden Fäden an beliebigen Stellen aufsitzen, und zwar mit einem besonderen Haftorgan. Ausserdem hat *Oedogonium* ganz anders gebaute Fäden und Zellen und kann auch im sterilen Zustand an der durch die eigenthümliche Zelltheilung hervorgerufenen Kappenbildung an den Querwänden erkannt werden (vergl. die Erklärung im Lehrbuch). Ein fructificirendes *Oedogonium* zeigt im Verlaufe des einfachen, unverzweigten Fadens eine kugelige oder ovale angeschwollene Zelle, das Oogonium, in dem, wenn es befruchtet ist,

eine mit einer Membran umhüllte Spore liegt (wie bei *Vaucheria*). Auf die Fortpflanzung von Oedogonium und die anderen fadenförmigen Algen, von denen *Conferva* noch besonders häufig ist, kann hier nicht eingegangen werden: sie müssen wie die im Folgenden zu erwähnenden Algen mit Hülfe eines Specialwerks (z. B. O. Kirchner, die mikroskopische Pflanzenwelt des Süsswassers, Braunschweig bei G. Haering, 1891) bestimmt werden. Die nicht fadenförmigen, grünen Algen sind meistens bei den *Protococcoideen* und *Desmidiaceen* zu suchen und verschiedene Arten von ihnen wird man wohl immer zwischen den grösseren, fadenförmigen finden.

**56. Präparat: Diatomeen.**

Zur Untersuchung dieser kleinen einzelligen Algen (II, 56) müssen wir natürlich starke Vergrösserung anwenden. Wir untersuchen die Form der Zelle bei der Ansicht von vorn und von der Seite, indem wir durch schwache Berührung des Deckgläschens die Zelle drehen; wir betrachten die Zeichnung auf der Schale, soweit sie erkennbar ist, und die braunen Chromatophoren im Innern. Wir beobachten die Bewegung der frei schwimmenden und die verschiedenen Formen der anderen: manche sind in Bänder vereinigt, manche sitzen flach auf der Unterlage, z. B. einer Fadenalge, fest, manche sitzen an langen verzweigten Stielen. Die Auxosporenbildung der Diatomeen zu sehen, wird wohl nur durch Zufall gelingen, wenn man nicht lange danach sucht. Eher findet man Theilungszustände, in denen die zwei neuen Zellen noch in den alten auseinandergegeschobenen Schalenhälften liegen. An den gestielten Diatomeen ist die Fortpflanzung durch Theilung auch daran zu erkennen, dass an einem Stielende zwei Zellen

dicht zusammensitzen, indem sie eben durch Theilung aus einer entstanden sind.

**57. Präparat: Cyanophyceen.**

Wenn wir fadenförmige Cyanophyceen (II, 57) vor uns haben, so können die Fäden einfach oder verzweigt sein, in einer Scheide stecken oder unbescheidet sein; ferner ist darauf zu achten, ob alle Zellen gleichartig und gefärbt sind oder ob andersartige Zellen mit farblosem Inhalt und gelblich gefärbten Wänden zwischen den andern im Verlauf des Fadens auftreten, sogen. Heterocysten; seltener findet man grosse, inhaltsreiche Zellen im Verbande mit den anderen, die Sporen. In den vegetativen Zellen beobachten wir den gleichmässig körnigen, blau- oder olivengrün gefärbten Inhalt, in dem wir weder Kern noch Chromatophoren finden können. Sind die Fäden unverzweigt und scheidenlos, die Zellen alle gleichartig, flach, dicht aneinandergereiht, so haben wir eine *Oscillaria* vor uns, an der wir die langsam schwingende Bewegung der ganzen Fäden beobachten können.

**58. Präparat: Bacterien.**

Von dem bacterienhaltigen Wasser (II, 58) nehmen wir einen Tropfen unter das Deckglas und betrachten ihn mit unserer stärksten Vergrösserung. Wir sehen winzige, farblose Zellen von kugeliger oder stäbchenartiger Gestalt, die meistens in lebhafter Bewegung begriffen sind; auch schraubig gewundene, die sich schnell vorwärts bewegen, finden wir nicht selten, besonders in Sumpfwasser, dabei. Die zur Bewegung dienenden Geisseln können wir nicht wahrnehmen, und sie durch Färbung sichtbar zu machen, ist eine umständliche

und schwierige Operation. Wir begnügen uns mit der Beobachtung der lebenden Organismen und mit der Herstellung eines einfach gefärbten Dauerpräparates. Dazu vertheilen wir mit der Nadel das Bacterienmaterial in einem Tropfen Wasser auf dem Deckgläschen (nicht auf dem Objectträger) und lassen den Tropfen unter einer Glasglocke, die ihn vor Staub schützt, langsam eintrocknen. Das trockene Deckgläschen fassen wir mit der Pincette, so dass die bacterientragende Seite oben ist und ziehen es langsam dreimal durch die Flamme einer Spirituslampe oder eines nicht leuchtenden Bunsenbrenners. Dadurch werden die Bacterien an das Deckgläschen fixirt, so dass wir es weiter behandeln können. Wir bringen nämlich einen Tropfen Fuchsinlösung darauf, lassen ihn 5—10 Minuten einwirken und spülen ihn unter laufendem Wasser ordentlich wieder ab. Dann stellt man das Deckgläschen zum Trocknen auf die Kante und, nachdem es trocken geworden ist, legt man es, natürlich mit der bacterientragenden Seite nach unten, auf einen Tropfen Canadabalsam auf der Mitte eines Objectträgers. Sobald der Balsam sich vertheilt hat und erstarrt ist, ist das Präparat fertig: die Bacterien sind intensiv roth gefärbt.

**59. Präparat: Endogene Sporenbildung bei Mucor.**

Wir nehmen von der Schimmelcultur (II, 59) einige Fadenbüschel mit der Pincette ab und legen sie auf dem Objectträger in einen Tropfen Alkohol, der sehr bald entfernt und durch Wasser ersetzt werden kann; darin breiten sich die Fäden wieder aus und bekommen unter Beihülfe der Präparirnadeln ihre natürliche Stellung wieder. Die Fäden lassen sich nämlich nicht direct im Wasser untertauchen, wenn wir nicht die anhaftende

Luft mit Alkohol verdrängen. Wir betrachten das Präparat nach dem Auflegen des Deckgläschens mit schwacher Vergrösserung und unterscheiden nun die köpfchentragenden aufrechten Hyphen, die von ihnen nach unten ausgehenden Rhizoidenbüschel und die Verbindungsfäden zwischen den zu zwei oder drei vereinigten Fruchthyphen. Es zeigt sich aber nun, dass in den Hyphen nirgends Querwände vorhanden sind bis auf das Köpfchen (Kennzeichen der einfachsten Pilze oder Phycomyceten). Die Verbindungshyphen, die jungen Sporangien und die Enden der Rhizoiden sind farblos, an den andern Stellen sind die Membranen bräunlich gefärbt. Die reifen, fast kugeligen Sporangien sehen fast schwarz aus durch die zahlreichen Sporen im Innern, deren Membran eine schwärzliche Färbung hat. Doch sieht man eine blasenförmige Vorwölbung des Stiels in das Köpfchen als helle Stelle durchscheinen. Wie jüngere Entwicklungsstadien zeigen, entsteht das Köpfchen dadurch, dass der Faden an seinem Ende eine kugelige Auftreibung bildet und diese durch eine Querwand abgliedert, worauf ihr Inhalt in zahllose Sporen zerfällt; aber jene Querwand vergrössert sich und erhebt sich blasenförmig in das Innere, die sogen. Columella bildend. Diese bleibt nun auch bestehen, wenn das Sporangium geplatzt ist und seine äussere Membran abgeworfen hat. Solche Zustände darf man nicht mit unreifen Sporangien verwechseln; sie sind an den aussen noch ansitzenden Sporen und an dem faltigen Zusammenfallen der Columella erkennbar. Die zahlreichen Sporen liegen daneben im Wasser umher, haben fast kugelige Gestalt und, wie schon erwähnt, eine schwärzliche Färbung, die von der Membran herrührt.

**60. Präparat: Conidienbildung bei Botrytis cinerea.**

Wir nehmen ein Stück des schimmeligen Pflanzentheils (II, 60) und behandeln es in der im vorigen Präparat angegebenen Weise mit Alkohol und Wasser. Im Gegensatz zu *Mucor* hat dieser Pilz septirte Hyphen. Die sporentragenden Aeste sind bis 2 mm hoch, einfach oder verzweigt und zeigen an der Spitze kleine Auswüchse, an denen die Sporen knäuelförmig ansitzen und von denen sie auch sehr leicht abfallen, so dass man vielfach nur die nackten, kurzen Auswüchse und die zahlreichen Sporen, die also hier äusserlich abgeschnürt werden, im Wasser danebenliegen findet. Die Sporen haben eine ovale Gestalt und sind farblos.

**61. Präparat: Fructification der Schlauchpilze.**

Ein Stück des Bechers von *Peziza spec.* (II, 60) schneidet man in frischem Zustand oder, wenn das Material in Alkohol conservirt ist, frisch dem Alkohol entnommen, ohne es mit Wasser zu berühren, nöthigenfalls zwischen Korkplättchen. Der Schnitt muss nur senkrecht zur Fläche des Stückes gerichtet sein, im Uebrigen ist es gleichgiltig, ob er in Beziehung zum ganzen Fruchtkörper längs, quer oder schief geht, er muss aber sehr dünn sein. Der so erhaltene Schnitt, den man natürlich in Wasser bringt, stellt einen schmalen Streifen dar, der auf der einen Seite das Hymenium aufweist, während der übrige, grössere Theil von der Becherwandung gebildet wird. Letztere zeigt ein ächtes Gewebe, insofern sie wirklich aus lauter dicht durcheinander gewebten Fäden besteht, deren Verlauf sich nur auf kurze Strecken verfolgen lässt, die aber deutliche Querwände zeigen, also septirt sind. Das Gewebe ist aber nicht so dicht, dass nicht vielfach Lücken in

ihm vorkämen; man wird sich seine Structur am besten klar machen, wenn man eine kleine Parthie davon abzuzeichnen versucht. Auf der Seite des Hymeniums stellen sich nun die Enden aller Fäden senkrecht zur Oberfläche und werden theils zu Sporenschläuchen, theils bleiben sie steril und heissen Paraphysen. In vielen Schläuchen sehen wir deutlich die Sporen in einer Reihe hintereinander liegen und werden deren fast stets acht zählen. Die reifen Sporen haben einen starken Glanz und eine derbe Membran, die unreifen zeigen noch den plasmatisch-körnigen Inhalt und zarte Membran. Um die verschiedenen jüngeren Zustände, welche die Entwickelung der Sporen zeigen, zu beobachten, müssten wir ein Stück des Hymeniums zerfasern und den Inhalt der Schläuche durch Kernfärbemittel, z. B. Hämatoxylin, zur Anschauung bringen.

**62. Präparat: Fructification der Hutpilze.**

Man schneidet von einem eben sich öffnenden Hut von *Agaricus campestris* (II, 62) ein Stück heraus und macht Schnitte, die ziemlich parallel dem Rande des Hutes senkrecht auf dessen untere Fläche gerichtet sind, unter Beobachtung der im vorigen Präparat für das in Alkohol conservirte Material gegebenen Regeln. Die durchschnittenen Lamellen sehen jetzt wie die Zinken eines Kammes aus, und schon bei schwacher Vergrösserung bemerken wir eine braune Linie, die dem Umriss der Lamellen entspricht und den Ort der Sporenproduction angiebt. Der innere Theil der Lamellen zeigt kein solches Geflecht wie die Becherwand von *Peziza*, sondern ein sogen. pseudoparenchymatisches Gewebe, d. h. die Fäden, deren einzelne Zellen viel ungleicher und grösser als dort sind, sind so miteinander verflochten, dass

kaum Zwischenräume entstehen und das Gewebe dadurch dem Parenchym der höheren Pflanzen gleicht. In der Mitte verlaufen auch die Fäden mehr parallel und bilden eine Art von Strang, die Trama, nach aussen zu werden sie kleiner und gehen in das Hymenium über, das die ganzen Lamellen überzieht und hier aus pallisadenförmig nebeneinander stehenden Basidien und Paraphysen besteht, wie bei *Peziza* aus Schläuchen und Paraphysen. Das Hymenium muss an den dünnsten Stellen des Schnittes bei sehr starker Vergrösserung untersucht werden. Man sieht dann Gruppen von je vier Sporen, die noch weiss oder schon gebräunt sind, und bei genauerer Beobachtung bemerkt man, dass die vier Sporen je durch ein dünnes Stielchen mit dem keulenförmigen Ende einer Hyphe verbunden sind: es sind dies die Sterigmen, mit denen sie der Basidie aufsitzen, ebenso regelmässig zu vier, wie die Sporen in den Schläuchen der *Peziza* zu acht. Häufig sieht man auch Basidien mit vier Sterigmen ohne Sporen, die letzteren sind dann abgefallen; tragen aber die Sterigmen kleine, helle Knöpfchen, so hat man in diesen die jungen Sporen vor sich. Man bemerke, dass alle Theile der Lamellen bis auf die reifen Sporen farblos sind, dass also die Sporen in unendlicher Menge producirt werden müssen, um die Lamellen äusserlich ganz braun zu färben. Die reifen Sporen zeigen ovale Gestalt, bräunliche, glatte Membran und Oeltropfen im Innern.

**63. Präparat: Fructification der Rostpilze.**

Nachdem man sich in einem Lehrbuch über die Entwickelungsgeschichte des Getreiderostes unterrichtet hat, macht man zahlreiche Querschnitte durch ein Blatt der mit *Aecidium* behafteten *Euphorbia Cyparissias* (II, 63),

das man zwischen Korkplättchen hält. Schon bei schwacher Vergrösserung fallen die grossen Aecidienbecher ins Auge, die auf der Unterseite des Blattes in das Gewebe desselben eingesenkt sind. Weniger häufig sind die Spermogonien, die meistens auf der oberen, aber auch auf der unteren Seite des Blattes auftreten und an den Haarschöpfen, die über die Blattoberfläche vorragen, kenntlich sind. Da die Aecidienfrüchte in geschlossenem Zustande fast kugelig, in geöffnetem becherförmig sind, so werden sie natürlich beim Schneiden in verschiedener Weise getroffen; die am Rande getroffenen zeigen uns den Bau der Fruchtwandung, die aus derben, polygonalen Zellen besteht. Ein besonders günstiges Bild bieten die in der Mitte durchschnittenen, geöffneten Aecidienbecher: wir sehen an beiden Seiten die zurückgebogene Wand und im Grunde des Bechers die aus einem Fadengeflecht entspringenden, aufrechten, kurzen Hyphen, an deren Ende die Sporenketten entstehen; die oberen Sporen werden sämmtlich entfernt sein, weil sie durch das Schneiden auseinandergefallen sind, nur die untersten und seitlichen Sporen sitzen noch an. Die zahlreichen freiliegenden Aecidiosporen zeigen die durch den gegenseitigen Druck hervorgerufene polygonale Form und eine dicke, sculpturirte Membran von bräunlicher Farbe.

An einem Spermogonium können wir die Abschnürung der sehr kleinen Sporen schwerlich erkennen; ist es in der Mitte getroffen, so sehen wir die centrale Höhlung umgeben von Fäden, die vom Rande ausstrahlen und durch die aufgerissene Epidermis als das schon erwähnte Büschel nach aussen hervorragen. Das Mycelium, aus dem die beiderlei Fruchtformen hervorgehen, beobachten wir im Innern des Blattes zwischen dessen

Zellen. An dem Blattquerschnitt erkennen wir die Oberseite an dem Vorhandensein eines Pallisadenparenchyms daselbst und an der Lage von Holz und Bast in den durchschnittenen Gefässbündeln (conf. Präp. 20).

Um die *Puccinia*-Form des Pilzes zu untersuchen, machen wir Querschnitte durch den Halm. oder das Blatt des davon befallenen Grases (II, 63). Wenn das Blatt frisch ist, so falten wir es, um besser schneiden zu können, mehrfach zusammen (conf. Präp. 20); aber auch durch ein trockenes Blatt (Herbarmaterial) können wir sehr gut Schnitte machen, wenn wir es auf die im folgenden Präparat angegebene Weise in Stearin einschmelzen. An den vorliegenden Schnitten sehen wir an einzelnen Stellen der Blattoberfläche das Sporenlager der *Puccinia* mit Uredosporen und rechts und links davon die Theile der aufgerissenen Epidermis, welche vorher das Sporenlager überdeckt hatte. Die Sporen sind einzellig, haben dicke, gefärbte, aussen mit hervorragenden Punkten besetzte Wände und sitzen auf ziemlich langen, farblosen Stielen, die sich von einem Hyphengeflecht erheben. Zahlreiche Hyphen sehen wir auch im Innern des Blattes zwischen dessen Zellen verlaufen.

*Puccinia*- oder *Teleuto*-Sporen können zwischen den Uredosporen gefunden werden, da sie später im Sommer in denselben Lagern auftreten, oder sie bilden besondere Lager für sich. Auch in diesen sitzen die Sporen an längeren Stielen, sind aber von den anderen leicht zu unterscheiden durch ihre längliche Form, ihre Zweizelligkeit und die dicke, braune Membran.

**64. Präparat: Bau des heteromeren Flechtenthallus.**

Ein kleines Stück der trockenen Flechte *Sticta pulmonacea* (II, 64) schmilzt man auf folgende Weise

in Stearin ein. Nachdem eine Stearinkerze angezündet worden ist, verreibt man einen Tropfen Glycerin auf der oberen Seite eines Objectträgers und träufelt dann das von der horizontal gehaltenen Kerze abschmelzende Stearin auf das Glas, so dass ein flacher Kuchen entsteht. In diesen legt man, solange er noch flüssig ist, mit der Pincette das vorher zurechtgeschnittene Stück

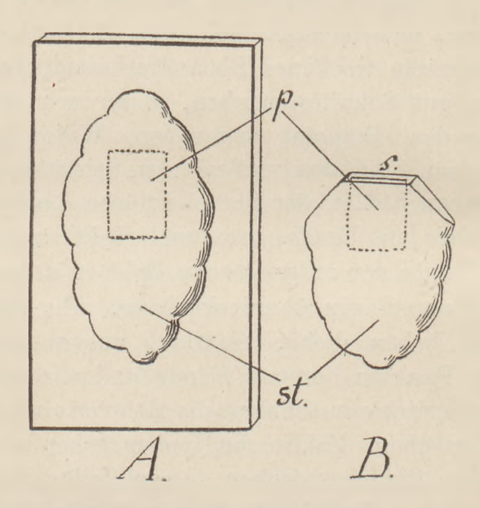



Fig. 12 A. Ein Objectträger mit dem Stearinkuchen *st* von oben, *p* das eingeschmolzene, durchscheinende Object. B. Der losgelöste Stearinkuchen mit der Schnittfläche *s*.

der Flechte und träufelt noch etwas Stearin darauf, so dass das Flechtenstück ganz in Stearin eingeschlossen ist und noch schwach durchscheint (Fig. 12 A). Man lässt die Stearinmasse ruhig erkalten und kann sie dann leicht von dem Objectträger abheben, weil er mit Glycerin angefeuchtet war. Mit dem Scalpell schneidet man sich den Stearinkuchen so zurecht, wie es Fig. 12 B

zeigt, und macht nun sehr dünne Querschnitte durch Stearin und Flechte zugleich, indem man die Schneide des Rasirmessers parallel zur breiten Seite der Schnittfläche hält. Die mit dem Blattquerschnitt sich einrollenden Stearinstreifchen werden in den Wassertropfen auf dem Objectträger gebracht und hier kann schon die Hauptmasse des Stearins von den Schnitten abgetrennt werden; die letzteren bringt man auf die Seite und wischt das Wasser mit dem Stearin weg. Den Rest des anhaftenden Stearins entfernt man durch Auflösen in Alkohol, mit dem man die Schnitte wiederholt so lange behandelt, bis bei der Prüfung mit schwacher Vergrösserung kein Stearin mehr zu sehen ist. Nun wird nochmals mit Alkohol nachgespült und auf die gerade noch alkoholfeuchten Schnitte ein Tropfen Ammoniakwasser fallen gelassen, das etwas aufquellend wirkt und dem Gewebe ziemlich sein ursprüngliches Aussehen wiedergiebt. Ueberhaupt wird man von allen Laub- und Strauchflechten auf diese Weise die besten Schnittpräparate herstellen können, denn bei der Kleinheit der Zellen müssen dieselben sehr dünn und durchsichtig sein.*)

Auf dem Querschnitt durch den Thallus von *Sticta* lassen sich schon bei schwacher Vergrösserung folgende Schichten unterscheiden: die graue Markschicht, die darüberliegende grüne Gonidienzone und die über dieser und unter der Markschicht liegende gelbliche Rindenzone, schliesslich auf der unteren Seite die Wurzelfasern oder Rhizoiden. Bei stärkerer Vergrösserung erscheint die Markschicht als ein aus locker verflochtenen Hyphen bestehendes Gewebe, das an die Becherwandung von

*) Mit dieser einfachsten Weise des Einschmelzens lassen sich auch aus trockenen Blättern, Samen und ähnlichen Körpern sehr gut dünne Schnitte herstellen.

*Pezixa* erinnert. Von ihnen gehen einzelne Hyphen senkrecht nach oben durch die „Gonidienschicht", welche auch querverlaufende Hyphen enthält, grösstentheils aber aus den rundlichen, rein grünen Algenzellen (Palmellaceen) besteht; und an der oberen Grenze dieser Zone gehen sie über in die pseudoparenchymatische Rindenschicht, deren Zellen von innen nach aussen zu immer dickere Wände bekommen, so dass aussen, wo die Wände auch gelbliche Farbe annehmen, nur sehr enge Lumina übrig bleiben. Die Rindenschicht auf der Unterseite ist der auf der Oberseite ganz ähnlich; von ihr gehen kurze, gewöhnlich zu Büscheln vereinigte Hyphen nach unten und diese bilden die oben erwähnten, als Wurzeln fungirenden Rhizoiden.

**65. Präparat: Bau des homöomeren Flechtenthallus und des Apotheciums.**

Man macht Durchschnitte durch ein Thallusstück mit einem Apothecium von *Collema* (II, 65) nach derselben Methode wie durch den Thallus von *Sticta* (vgl. Präp. 64) und sieht nun an den günstigen Schnitten sowohl den Thallus als auch die in demselben etwas eingesenkte Hymeniumschicht, welche das Apothecium bildet.

In dem Thallus, der von einer festen, dunkeln Haut umgeben wird, lassen sich keine besonderen Schichten unterscheiden, sondern in einer homogenen Gallertmasse verlaufen kreuz und quer die farblosen, verzweigten und gegliederten Hyphen des Pilzes, die miteinander zusammenhängen, während überall zwischen ihnen die einzelnen, perlschnurförmigen Ketten der blaugrünen Alge (*Nostoc*) liegen. Unter dem Hymenium verflechten sich die Pilzfäden zu einem als Hypothecium bezeichneten, sehr dichten Gewebe, das der Algenfäden ent-

behrt, und von ihm aus entspringen die das Hymenium selbst zusammensetzenden Schläuche und Paraphysen wie bei *Pezixa* (Präp. 61). In den Schläuchen sehen wir die acht Sporen, deren jede hier bei der Reife aus einer Reihe von 3—4 übereinanderliegenden Zellen besteht. Dies ist besonders zu bemerken, weil neben dem Bau des Thallus und des Fruchtkörpers die Beschaffenheit der Sporen, d. h. deren Grösse, Gestalt, Ein- oder Vielzelligkeit, zu den mikroskopisch wichtigen Merkmalen der Flechten gehört, mit deren Betrachtung wir diese Uebungen beschliessen wollen.

